

**UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA
SEDE QUITO**

CARRERA:

INGENIERÍA AMBIENTAL

Trabajo de titulación previo a la obtención del título de:

INGENIERAS AMBIENTALES

TEMA:

**IDENTIFICACIÓN Y CONTROL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES EN
POLYLEPIS RACEMOSA EN LA ZONA DE TOACAZO, TANICUCHI Y
PASTOCALLE**

AUTORAS:

**SHEILA MICHELLE GARCÍA GUZMÁN
DIANA MISHELL MORETA REYES**

DOCENTE TUTOR:

CARLOS ALBERTO JUMBO SALAZAR

Quito, enero del 2019

CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR

Nosotras, Sheila Michelle García Guzmán, con documento de identificación N° 1719130328, y Diana Mishell Moreta Reyes, con documento de identificación N° 1717757098, manifestamos nuestra voluntad y cedemos a la Universidad Politécnica Salesiana la titularidad sobre los derechos patrimoniales en virtud de que somos autoras del trabajo de titulación intitulado: **IDENTIFICACIÓN Y CONTROL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES EN POLYLEPIS RACEMOSA EN LA ZONA DE TOACAZO, TANICUCHI Y PASTOCALLE**, mismo que ha sido desarrollado para optar por el título de INGENIERAS AMBIENTALES, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En aplicación a lo determinado en la Ley de Propiedad Intelectual, en nuestra condición de autoras nos reservamos los derechos morales de la obra antes citada. En concordancia, suscribimos este documento en el momento que hacemos entrega del trabajo final en formato impreso y digital a la Biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Sheila Michelle García Guzmán

1719130328

Diana Mishell Moreta Reyes

1717757098

FECHA: Enero, 2019

DECLARATORIA DE COAUTORÍA DEL DOCENTE TUTOR/A

Yo declaro que bajo mi dirección y asesoría fue desarrollado el Trabajo Experimental, **IDENTIFICACIÓN Y CONTROL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES EN POLYLEPIS RACEMOSA EN LA ZONA DE TOACAZO, TANICUCHI Y PASTOCALLE** realizado por Sheila Michelle García Guzmán y Diana Mishell Moreta Reyes, obteniendo un producto que cumple con todos los requisitos estipulados por la Universidad Politécnica Salesiana, para ser considerados como trabajo final de titulación.

Quito, enero del 2019



CARLOS ALBERTO JUMBO SALAZAR

110137644-8

DEDICATORIA

A mi madre Nelly, por su amor incondicional, por haberme apoyado en todo momento, por haberme formado con buenos sentimientos, hábitos y valores, por sus consejos, por su esfuerzo y paciencia; lo cual me ha permitido salir adelante y ser una persona de bien.

A mi padre Luis Alberto, por los ejemplos de perseverancia y constancia que lo caracterizan, gracias por inculcar en mí el ejemplo de esfuerzo y valentía, de no temer las adversidades, por el valor mostrado para surgir, por su amor.

A mi hermana Stefany, por ser mi mejor compañera de vida, por su amor, por enseñarme a ser mejor cada día, por compartir días, tardes, noches llenas de alegrías, risas y mucho baile, por tus ocurrencias y locuras, gracias por permitirme cuidar de ti y guiarte por el camino del bien mi fiel compañera.

A mi hermano Andrés, por su cariño y apoyo, por sus palabras de aliento durante todo este proceso, por hacer de mí una mejor persona y de una u otra forma acompañarme en todos mis sueños y metas.

A mi esposo Diego, por su amor y cariño, por alentarme a seguir, por su paciencia y entrega para conmigo, por creer y confiar en mi capacidad, por el apoyo incondicional que me brinda día a día para alcanzar nuevas metas, ha sido parte fundamental.

Finalmente dedico a mis amigos, Diana, Sandra, Héctor, Arlem y Yessenia, por su amistad incondicional, por apoyarme cuando más lo necesité, por extender su mano en momentos difíciles y por el cariño brindado cada día, gracias a ustedes y a sus locuras hicieron de esta experiencia una de las más especiales.

Sheila

A mis padres, Rosa y Javier, por sus enseñanzas y haberme brindado el apoyo necesario para poder lograr esta meta tan anhelada.

A mi mami Lida, a usted por ser el pilar fundamental de mi vida, guiándome en cada etapa y siempre permanecer a mi lado.

A mi hija y hermano, Alexia y Francis, ustedes son la inspiración más grande que tengo y tendré, mis compañeros de vida y motivo de felicidad. Los amo.

A mi esposo, Alexander, por haberme brindado amor y apoyo para culminar esta meta.

A mi prima, Gaby, por ser un ejemplo a seguir y a pesar de estar a miles de kilómetros siempre estar pendiente de mí.

A mis amigas, Evelyn y Johanna, por ser unas amigas inigualables y acompañarme en los momentos más difíciles.

A mi amiga, Marcela, por ser una amiga incondicional y enseñarme el verdadero significado de la palabra AMISTAD.

A mi amiga, Sheila, por ser una persona excepcional y la mejor compañera de tesis que pude tener.

A mis amigos, Santiago, Ramiro, Michelle y Sebastián, por haber sido la mejor compañía y apoyo durante este largo proceso que fue nuestra carrera. Son geniales.

A mis amigas, Sandra y Tamara, por brindarme una amistad tan completa a pesar de conocernos poco tiempo.

Diana

AGRADECIMIENTOS

Queremos expresar nuestros más sinceros agradecimientos, en primer lugar, a Dios por guiarnos, bendecirnos y permitirnos finalizar este objetivo importante en nuestras vidas para ser grandes profesionales.

A la Universidad Politécnica Salesiana, por abrirnos las puertas del conocimiento.

A nuestro querido tutor de tesis, PhD. Carlos Jumbo por guiarnos en cada etapa de esta investigación, a través de su conocimiento, experiencia, paciencia y motivación ha logrado que podamos culminar nuestros estudios satisfactoriamente.

Al docente Freddy Cuarán por apoyarnos con su conocimiento para lograr los resultados deseados en este trabajo experimental.

A nuestro guía Sr. Jorge Andrango, por su predisposición e interés para brindarnos la ayuda necesaria en cada salida de campo.

A nuestros amigos Ramiro Vallejo, Sebastián Angulo y Juan Morales, por colaborarnos en lo que fuera necesario para realizar este trabajo.

Nos agradecemos la una a la otra, por el compromiso y dedicación que mostramos durante la realización de este trabajo, además del compañerismo y la paciencia que nos tuvimos la una a la otra, permitió alcanzar con éxito la meta propuesta.

Sheila y Diana

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVOS	3
2.1. Objetivo General	3
2.2. Objetivos específicos	3
3. MARCO TEÓRICO	4
3.1. Taxonomía de la Especie	4
3.2. Morfología <i>Polylepis racemosa</i>	5
3.3. Distribución	6
3.4. Usos	6
3.5. Reproducción	6
3.6. Plagas y Enfermedades	7
3.6.1. Clasificación de plagas	7
3.6.2. Origen de Enfermedades	9
3.6.2.1. Enfermedades que afectan a las Especies Forestales	9
3.6.2.2. Hongos Fitopatógenos que afectan a las Especies Forestales	11
3.7. Control de Plagas y Enfermedades	12
3.7.1. Técnicas de colecta	13
3.8. Sistemas Agroforestales	16
3.9. Bosque Plantado	17
3.10. Método de muestreo	17
4. MATERIALES Y MÉTODOS	18

4.1. Materiales y Equipos.....	18
4.2. Métodos.....	18
4.2.1. Fase Inicial	19
4.2.1.1. Caracterización del Área de Estudio.....	19
4.2.1.2. Características de la Zona T.T.P.	19
4.2.1.2.1. Clima.....	19
4.2.1.2.2. Fisiografía	20
4.2.1.2.2.1. Sierra Alta	20
4.2.1.2.2.2. Vertientes Andinas	20
4.2.1.2.3. Zonas Ecológicas	20
4.2.1.2.4. Ecología	21
4.2.1.2.4.1. Bosque Seco Montano Bajo (bsMB).....	21
4.2.1.2.4.2. Bosque Húmedo Montano Bajo (bhMB)	21
4.2.1.2.4.3. Bosque Muy Húmedo Montano Bajo (bmhMB)	22
4.2.1.2.4.4. Páramo Pluvial Sub-Alpino (ppSA).....	22
4.2.1.2.5. Hidrología	22
4.2.2. Fase de campo	22
4.2.2.1. Descripción de parcelas muestreadas	24
4.2.2.2. Tamaño de muestra de individuos por parcela	25
4.2.2.3. Cálculo de variables de los individuos muestreados	29
4.2.2.3.1. Diámetro a la altura del pecho	29
4.2.2.3.2. Altura total del fuste y tamaño de copa	30

4.2.2.3.3. Área basal	31
4.2.2.3.4. Volumen.....	31
4.2.2.4. Conocimiento tradicional de la población del área de estudio acerca de <i>Polylepis racemosa</i>	34
4.2.2.4.1. Tamaño de muestra poblacional	34
4.2.3. Fase de análisis	35
5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	37
5.1. Identificación de Plagas y propuestas para su respectivo control	37
5.1.1. Plaga (PL001).....	37
5.1.1.1. Descripción de la especie.....	38
5.1.1.2. Ciclo de vida	38
5.1.1.3. Biología.....	39
5.1.1.4. Daños que ocasionan	39
5.1.1.5. Control para combatir <i>Agelastica alni</i>	39
5.1.1.5.1. Medidas culturales	39
5.1.1.5.2. Medidas Biológicas.....	40
5.1.1.5.3. Medidas Químicas	40
5.1.2. Plaga (PL002).....	41
5.1.2.1. Descripción de la especie.....	42
5.1.2.2. Ciclo de vida	42
5.1.2.3. Biología.....	42
5.1.2.4. Daños que ocasionan	43

5.1.2.5.	Control para combatir esta especie de plaga.....	43
5.1.2.5.1.	Medidas culturales	43
5.1.2.5.2.	Medidas Biológicas.....	44
5.1.2.5.3.	Medidas Químicas	45
5.1.3.	Plaga (PL003).....	46
5.1.3.1.	Descripción de la especie.....	47
5.1.3.2.	Ciclo de vida	48
5.1.3.3.	Biología.....	48
5.1.3.4.	Daños que ocasionan	49
5.1.3.5.	Control para combatir <i>Sirex noctilio</i>	49
5.1.3.5.1.	Medidas Culturales	49
5.1.3.5.2.	Medidas Biológicas.....	50
5.1.3.5.3.	Medidas Químicas	51
5.1.4.	Plaga (PL004).....	51
5.1.4.1.	Descripción de la especie.....	52
5.1.4.2.	Ciclo de vida	53
5.1.4.3.	Biología.....	53
5.1.4.4.	Daños que ocasionan	54
5.1.4.5.	Control para combatir a esta plaga	54
5.1.4.5.1.	Medidas culturales	54
5.1.4.5.2.	Medidas biológicas	54
5.1.5.	Controlador Biológico (CB001).....	55

5.1.5.1.	Descripción de la especie.....	56
5.1.5.2.	Ciclo de vida	57
5.1.5.3.	Biología.....	57
5.1.5.4.	Control biológico	58
5.2.	Identificación de Enfermedades y su respectivo control.....	58
5.2.1.	<i>Peronospora spp.</i>	58
5.2.1.1.	Características morfológicas.....	59
5.2.1.2.	Mecanismo de infección	60
5.2.1.3.	Síntomas.....	60
5.2.1.4.	Control para la enfermedad.....	60
5.2.1.4.1.	Medidas culturales	60
5.2.1.4.2.	Medidas químicas	60
5.2.1.4.3.	Medidas biológicas	61
5.3.	Diseño Experimental.....	62
5.3.1.	ANOVA de plagas y parcelas	62
5.4.	Correlación Lineal entre cantidad de plagas y variables por parcela..	63
5.5.	Análisis Estadístico de Encuestas	71
5.5.1.	Descripción de los grupos focales	71
5.5.1.1.	Género.....	72
5.5.1.2.	Edad	72
5.5.2.	Resultado de la encuestas por edades.....	73
5.6.	Discusión.....	88

6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	91
6.1. Conclusiones	91
6.2 Recomendaciones	92
7. BIBLIOGRAFÍA	94
8. ANEXOS.....	104

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Taxonomía de la especie <i>Polylepis racemosa</i>	4
Tabla 2. Lista de materiales y equipos utilizados en la fase de campo y gabinete... ..	18
Tabla 3. Coordenadas de parcelas de estudio en diferentes pisos altitudinales.....	23
Tabla 4. Identificación de especies forestales que forman los sistemas agroforestales en las parcelas.	25
Tabla 5. Tabulación de variables de la primera parcela.	32
Tabla 6. Tabulación de variables de la segunda parcela.	33
Tabla 7. Grupos Focales por género.....	35
Tabla 8. Taxonomía (PL001)	37
Tabla 9. Parásitos y Depredadores	44
Tabla 10. Parásitos.	45
Tabla 11. Productos químicos.	46
Tabla 12. Taxonomía (PL003)	46
Tabla 13. Taxonomía (PL004)	51
Tabla 14. Taxonomía (CB001).....	55
Tabla 15. Taxonomía <i>Peronospora</i> spp.	59
Tabla 16. Diseño Experimental.....	62
Tabla 17. Factores de ANOVA.....	62
Tabla 18. Análisis de Varianza	62
Tabla 21. Comparaciones en parejas de Fisher, agrupar información utilizando el método LSD de Fisher y una confianza de 95 %.	63
Tabla 22. Correlación lineal de Parcela 1, plaga PL001	63
Tabla 23. Correlación lineal de Parcela 1, plaga PL002	64
Tabla 24. Correlación lineal de Parcela 1, plaga PL003	65
Tabla 25. Correlación lineal de Parcela 1, plaga PL004	66

Tabla 26. Correlación lineal de Parcela 2, plaga PL001	67
Tabla 27. Correlación lineal de Parcela 2, plaga PL002	68
Tabla 28. Correlación lineal de Parcela 2, plaga PL003	69
Tabla 29. Correlación lineal de Parcela 2, plaga PL004	70

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de la primera parcela muestreada.	23
Figura 2. Mapa de la segunda parcela muestreada.....	24
Figura 3. Mapa de individuos muestreados en la primera parcela.	28
Figura 4. Mapa de los individuos muestreados en la primera parcela.	28
Figura 5. Posición para la medición del DAP.	29
Figura 6. Medición con la forcípula de un árbol de sección no circular.	29
Figura 11. Correlación lineal de parcela 1, plaga PL001 vs Variables	64
Figura 12. Correlación lineal de parcela 1, plaga PL002 vs Variables	65
Figura 13. Correlación lineal de parcela 1, plaga PL003 vs Variables	66
Figura 14. Correlación lineal de parcela 1, plaga PL004 vs Variables	67
Figura 15. Correlación lineal de parcela 2, plaga PL001 vs Variables	68
Figura 16. Correlación lineal de parcela 2, plaga PL002 vs Variables	69
Figura 17. Correlación lineal de parcela 2, plaga PL003 vs Variables	70
Figura 18. Correlación lineal de parcela 2, plaga PL004 vs Variables	71
Figura 19. Población encuestada de acuerdo al grupo focal género.	72
Figura 20. Población encuestada según los rangos de edad.....	73
Figura 21. Años en el que se introdujo el Yagual en el norte de Cotopaxi... 74	
Figura 22. Procedencia del yagual peruano.	75
Figura 23. Pobladores que poseen viveros con yagual peruano.....	76
Figura 24. Clientes en la adquisición de plántulas de los viveros.....	77
Figura 25. Cantidad yagual peruano comprado al año.....	78
Figura 26. Lugar en el que fue plantado el yagual peruano.	78
Figura 27. Forma de plantación del Yagual.	79
Figura 28. Tipos de plagas identificadas.....	80

Figura 29. Años en que se detectaron la presencia de plagas.	81
Figura 30. Manifestación de plagas en las partes de la planta.	82
Figura 31. Lugar de observación de las primeras las plantas.....	83
Figura 32. Plagas identificadas por nombre.	83
Figura 33. Plántulas afectadas en primera instancia por las plagas.	84
Figura 34. Propagación de plagas en otras especies forestales.	85
Figura 35. Especies forestales afectadas.	85
Figura 36. Tiempo de afectación en otras especies.....	86
Figura 37. Control para la eliminación de plagas.....	87
Figura 38. Sustancia química para eliminación de plagas.	87

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

Ilustración 1. Agelastica alni, estadío adulto (PL001).....	38
Ilustración 2. Ciclo de vida del Orden <i>Coleóptera</i>	38
Ilustración 3. Mocis latipes, estadío de larva (PL002).	41
Ilustración 4. Ciclo de vida de Mocis latipes.....	42
Ilustración 5. Sirex noctilio, estadío de pupa (PL003).	47
Ilustración 6. Sirex noctilio, estadío adulto (PL003).....	47
Ilustración 7. Ciclo de vida de Sirex noctilio.	48
Ilustración 8. Cardioscarta sp., estadío adulto (PL004).....	52
Ilustración 9. Cardioscarta sp., estadío ninfa (PL004).....	52
Ilustración 10. Ciclo de vida <i>Cardios carta sp.</i>	53
Ilustración 11. Controlador biológico Hemerobius hageni, estadío adulto CB001).....	56
Ilustración 12. Ciclo de vida de Hemerobius hageni.....	57
Ilustración 13. Enfermedad Peronospora sparsa.....	59
Ilustración 15. Estado fitosanitario de Polyilepis racemosa en malas condiciones.....	104
Ilustración 16. Identificación de plagas, Laboratorio UPS.....	104
Ilustración 17. Identificación de Agelastica alni (PL001) en Laboratorio UPS.....	104
Ilustración 18. Identificación de Mocis latipes (PL002) en Laboratorio UPS.....	105
Ilustración 19. Identificación de Sirex noctilio (PL003), estadío de pupa en Laboratorio UPS.....	105

Ilustración 20. Identificación de <i>Sirex noctilio</i> (PL003), estadío adulto en Laboratorio UPS.....	105
Ilustración 21. Identificación de <i>Cardiascarta</i> sp. (PL003), estadío adulto en Laboratorio PUCE.....	106
Ilustración 22. Identificación de <i>Cardiascarta</i> sp. (PL003), estadío ninfa en Laboratorio PUCE.....	106
Ilustración 23. Identificación de <i>Hemorobius hageni</i> (CB001).....	106
Ilustración 24. Encuesta a la comunidad de la zona T.T.P.	107
Ilustración 25. Muestras de los órganos de <i>Polylepis racemosa</i>	107
Ilustración 26. Muestras de cada una de las parcelas del área de estudio...	107

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo A. Recopilación fotográfica.....	104
Anexo B. Formato de ficha de campo utilizada en el muestreo	108
Anexo C. Formato de encuesta realizada a la comunidad	109

RESUMEN

La presente investigación se realizó en el área Toacazo, Tanicuchi y Pastocalle (T.T.P.) ubicada en el norte de la provincia de Cotopaxi, con el fin de identificar las plagas y enfermedades en *Polylepis racemosa* y proponer el control adecuado para combatirlas. Para el desarrollo del presente trabajo experimental, se realizó un diagnóstico de la situación fitosanitaria actual de la especie forestal en estudio. Para establecer la incidencia de las plagas y enfermedades, se procedió a realizar el respectivo muestreo de las mismas, en dos parcelas en diferentes pisos altitudinales, ubicados a 3 460 y 3 770 msnm. Para el muestreo se utilizó el método de muestreo aleatorio simple. Según datos obtenidos en campo se hallaron 4 especies de plagas en diferentes estadíos y 1 enfermedad. Se identificó un espécimen que actúa como controlador biológico. Además de la identificación de plagas y enfermedad, se tomaron datos en campo como: DAP, Altura Total del Fuste y Tamaño de la Copa. Con los datos de campo se calculó el Área Basal y el Volumen de los 30 individuos muestreados. De cada variable se realizó un análisis estadístico descriptivo. Para recabar información se ejecutó una encuesta a la comunidad del área de estudio

Como resultado de la investigación se identificó con ayuda de claves taxonómicas cada especie de plaga: *Agelastica alni*, *Mocis latipes*, *Sirex noctilio*, *Cardioscarta sp.* y la enfermedad: *Peronospora sp.*, para las cuales se propone medidas de control, se considera que el control biológico como el más benéfico, a corto y largo plazo. De esta manera se puede conservar a *Polylepis racemosa* sin comprometer el medio ambiente.

Palabras clave: *Polylepis racemosa*, situación fitosanitaria, especie forestal, plagas, enfermedades.

ABSTRACT

The present investigation was carried out in the T.T.P. located in the north of the province of Cotopaxi, in order to identify pests and diseases in *Polylepis racemosa* and propose the appropriate control to combat them. For the development of the present experimental work, a diagnosis was made of the current phytosanitary situation of the forest species under study. To establish the incidence of pests and diseases, we proceeded to perform the respective sampling of them, in two plots in different altitudinal floors, located at 3 460 and 3 770 meters above sea level. For sampling, the simple random sampling method was used. According to data obtained in the field, 4 species of pests were found in different stages and 1 disease. A specimen that acts as a biological controller was identified. In order to deepen the investigation, data were taken in the field such as: DAP, Total Height of the Stem and Size of the Cup. With the field data, the Basal Area and the Volume of the 30 individuals sampled were calculated. From each variable a descriptive statistical analysis was carried out. To collect information, a survey was conducted to the community of the study area.

As a result of the investigation, each species of pest was identified with the help of taxonomic keys: *Agelastica alni*, *Mocis latipes*, *Sirex noctilio*, *Cardioscarta* sp. and the disease: *Peronospora* sp., for which control measures are proposed, being the most beneficial the biological control, in the short and long term. In this way *Polylepis racemosa* can be conserved without compromising the environment.

Keywords: *Polylepis racemosa*, phytosanitary situation, forest species, pests, diseases.

SIGLAS Y ABREVIATURAS

bhMB: Bosque Húmedo Montano Bajo

bsMB: Bosque Seco Montano Bajo

bmhMB: Bosque Muy Húmedo Montano Bajo

DAP: Diámetro a la altura de pecho.

MIPE: Manejo Integral de Plagas y Enfermedades

ppSA: Páramo Pluvial Sub-Alpino

SAF's: Sistemas Agroforestales

TTP: zona Toacazo, Tanicuchi y Pastocalle

GLOSARIO

Acérvulo: Masa de hifas que se forman bajo la epidermis o bajo la cutícula de la planta parasitada, y produce una capa de conidióforos, cortos y rematados por un conidio apical.

Acícula: Tipo de hoja característica de las coníferas, en forma de aguja.

Adventicia: Dicho de un órgano o parte de un animal o de un vegetal: que se desarrolla en un lugar distinto del habitual.

Aclareos: Técnica que sirve para distribuir correctamente la población de árboles en los terrenos.

Cama de repique: Lugar donde las plantas permanecen después de salir de las camas de almácigo, hasta tener el tamaño adecuado para ser plantadas en el terreno definitivo.

Conidióforo: Hifa especializada sobre la cual se producen uno o varios conidios.

Conidios: Mitosporas asexuales, externos que se forman a partir de una célula o hifa fértil.

Coleóptera: Escarabajos que forman el orden más numeroso de insectos, más de 300 familias y más de 300,000 especies conocidas a nivel mundial. Se reconocen por las alas anteriores endurecidas y sirviendo de protección a las alas posteriores y al abdomen.

Diflobenzuron: Forma parte de la composición de varios productos insecticidas, derivado del ácido benzoico. Detiene la síntesis de la quitina, un componente esencial del exoesqueleto de los insectos. Utilizados para proteger los cultivos o ciertos animales de criadero.

Dípteros: Orden de insectos de metamorfosis complicada, con la boca de tipo chupador, un par de alas membranosas y otro par transformado en órganos que le dan la estabilidad (llamados balancines).

Esporangio: Estructura en forma de saco que contiene esporas.

Esterigma: Pequeña rama o estructura hifal que sostiene un esporangio.

Fitopatología: Es el estudio de los organismos y las condiciones del ambiente que ocasionan enfermedades en las plantas.

Fitosanitarios: Prevención y curación de las enfermedades de las plantas o relacionado con ello.

Geotropismo positivo: Movimientos de los órganos de la planta que van en dirección al centro de la tierra; tal es el caso de las raíces.

Himenópteros: Orden de insectos de metamorfosis complicada, con dos pares de alas membranosas, el primero más grande que el segundo y con la boca de tipo masticador o lamedor.

Lepidóptero: Orden de insectos de metamorfosis completa que en la fase adulta poseen dos pares de alas membranosas cubiertas de escamillas (algunas de colores muy vistosos) y boca de tipo chupador en forma de tubo alargado que se repliega en espiral.

Micelio: Aparato vegetativo de los hongos que le sirve para nutrirse y está constituido por hifas.

Oospora: Espora de pared gruesa, que se desarrolla a partir de una oosfera, previa fecundación o partenogénesis.

Peciolos: Pedúnculo o especie de rabito de la hoja mediante el cual se une al tallo.

Polífaga: Conjunto de organismos que poseen una alimentación variada.

Platabanda: Estructura construida para proteger a las plántulas del exceso de Sol y de la desecación.

Saprofita: Que vive sobre materia orgánica en descomposición y se alimenta de ella.

Rizomorfos: Hongo cuyas hifas se agrupan formando los llamados cordones micelinos, que son una especie de raíces observables a simple vista.

1. INTRODUCCIÓN

El manejo integral de plagas y enfermedades (MIPE), hace referencia a la regulación de la población de plagas y enfermedades en las plantas o árboles (Ribadeneira, 2015). El principal objetivo del MIPE, es proteger los cultivos, con un costo mínimo y causando el mínimo riesgo a los humanos, animales, ecosistemas y a la biosfera (Romero, 2004).

El MIPE es considerado como una estrategia que abarca el contexto socioeconómico de los sistemas agrícolas, el medio ambiente y la dinámica de la población de las distintas especies, es por ello, que se utiliza las técnicas apropiadas y factibles para mantener las poblaciones de plagas bajo el nivel de daño económico (Ribadeneira, 2015).

Al respecto, existe el MIPE forestal, que se fundamenta en el conocimiento de las características biológicas de especies forestales, del bosque y de la plaga. Para obtener un MIPE eficaz, es recomendable realizar tres actividades, como son: prevención, observación y supresión. La prevención de plagas, se realiza a través de prácticas de plantación de las especies arbóreas. En cambio la observación trata de realizar un monitoreo de manera visual o a través de sistemas de captura. Por su parte, la supresión, se refiere al combate de la plaga, utilizando las siguientes técnicas: el control mecánico y el control biológico (Villacide, Corley, & Fischbein, 2012).

En relación a las especies forestales, por su origen pueden ser tanto nativas como introducidas o exóticas, las ultimas se refieren a las que son trasladadas de su lugar de origen hacia un nuevo hábitat, es decir, proceden de un país extranjero (Universidad Autónoma de Juárez, 2015).

En la presente investigación se identificó a las especies de plagas y enfermedades que atacan a la especie *Polylepis racemosa*, Ruiz y Pavón de la familia

Rosaceae. Si bien, esta especie se considera endémica de Perú y Bolivia, fue también introducida en Ecuador en los años 90, que ha sido poblada en las partes altas de la Cordillera de los Andes (Jumbo, 2018).

A lo largo del tiempo este género ha sufrido varias evoluciones en su morfología, estos cambios fueron propiciados para la adaptación a los hábitats fríos y áridos de los Andes. Esto muestra la gran abundancia ecológica del género *Polylepis* en diferentes pisos altitudinales (Kessler, 2006).

La especie *Polylepis racemosa* se ha visto expuesta a plagas y enfermedades, además de la falta de conocimiento de las especies de plagas que atacan a esta especie para realizar un eficaz MIPE forestal. Por lo expuesto, amerita realizar investigaciones que proporcionen alternativas para su control.

La especie *Polylepis racemosa* es considerada una especie forestal de suma importancia, ya que genera una gran cantidad de materia orgánica, esto se debe a su morfología y a las condiciones en las que se desarrolla. Además tiene buena aceptación de las comunidades campesinas, en razón de que genera gran cantidad de biomasa y usos.

La investigación se realizó con el fin de identificar las especies de plagas y enfermedades y proponer alternativas para el MIPE que ayuden a conservar el *Polylepis racemosa* en su hábitat y sin comprometer al medio ambiente, ya que la comunidad del área de estudio desconoce en su totalidad el tipo de plagas y enfermedades que causan afecciones a la especie forestal en estudio, asimismo no poseen el conocimiento adecuado para aplicar el debido control para combatirlas.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo General

- Determinar el aspecto fitosanitario de la especie *Polylepis racemosa* en la zona de Toacazo, Tanicuchi y Pastocalle, provincia de Cotopaxi.

2.2. Objetivos específicos

- Diagnosticar la situación actual fitosanitaria de *Polylepis racemosa*.
- Establecer la incidencia de las plagas y enfermedades en diferentes pisos altitudinales.
- Proponer mecanismos adecuados de control para las plagas y enfermedades que afectan a la especie *Polylepis racemosa* plantada en el Norte de Cotopaxi.

3. MARCO TEÓRICO

3.1. Taxonomía de la Especie

Tabla 1. Taxonomía de la especie *Polylepis racemosa*

Reino:	<i>Plantae</i>
Division:	<i>Spermatophytae</i>
Subdivision:	<i>Angiospermae</i>
Clase:	<i>Dicotyledonae</i>
Subclase:	<i>Archyclamidae</i>
Orden:	<i>Rosales</i>
Familia:	<i>Rosaceae</i>
Género:	<i>Polylepis</i>
Especie:	<i>racemosa</i>
Nombre científico:	<i>Polylepis racemosa</i>
Nombres comunes:	coloradito (Venezuela); queñual (Perú); queñua, quiwuña (Bolivia, Perú); yagual (Colombia); palo colorado, pantza, siete cortezas, yagual (Ecuador).

Fuente: (Gómez, 2007). Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

El género *Polylepis* se distribuye en los Andes tropicales y subtropicales de Sudamérica, desde Venezuela hasta el norte de Chile. Su procedencia data de los Andes del norte de Perú (Chiclote, Ocaña, Jonjap, & Barahona, 1985).

En la actualidad, este género registra de 15 a 27 especies a lo largo de los altos Andes, Bolivia presenta 40 %, Ecuador 25% y Perú, siendo el país nativo del género *Polylepis*, cuenta con el 70 % con un total de 16 especies, de las cuales 5 son endémicas: *Polylepis canoi* W. Mendoza, *P. flavipila* M. Kessler & SchmidtLeb., *P. multijuga* Pilger, *P. racemosa* Ruiz & Pav. y *P. subsericans* J.F. Macbride (Mendoza & Cano, 2011).

En Ecuador se conocen 6 especies, a saber: *Polylepis racemosa*, *Polylepis pauta*, *Polylepis lanuginosa*, *Polylepis incana*, *Polylepis reticulada* y *Polylepis werberbaueri* (Gualavisí, 2008).

3.2. Morfología *Polylepis racemosa*

Según (Rosero, 2014) *Polylepis racemosa*, al ser una especie forestal presenta las siguientes características:

- Raíz: Las raíces son adventicias, brotan de un nudo del tallo y crecen hacia el centro de la tierra (geotropismo positivo), dando origen a un sistema radical fibroso.
- Tallo: Son arbustos y eventualmente árboles de tamaño pequeño y mediano, puede medir de 4 a 15 m de altura y de 20 a 40 cm de diámetro. Su madero es irregular y nudoso, tiene ramas gruesas.
- Corteza: La corteza externa es lisa, de color rojizo y se descascara en láminas, mientras que la corteza interna es muy delgada y de color crema.
- Follaje: Sus hojas se componen de 3 a 5 láminas, alternas, situadas en espiral. Las láminas son elípticas de 2,5 a 3,5 cm de longitud por 1 cm de ancho, con el ápice redonda a aguda. Los peciolo miden de 2 a 3 cm de longitud. Las nervaduras secundarias son de 10 a 12 pares, y su envés presenta una superficie lanuginosa.
- Flores: Se encuentran en racimos de varias flores de tamaño pequeño, son de color verduzco, de 2 a 3 mm de longitud. Solo posee tépalos, los estambres son numerosos y muy pequeños. El pistilo es único y diminuto.
- Fruto: De forma cónica, aproximadamente mide 5 mm de largo y 4 mm de ancho.

3.3. Distribución

La mayor parte de especies del genero *Polylepis* se encuentran ubicadas en un rango altitudinal de 3 000 a 5 000 msnm (Mendoza & Cano, 2011).

La especie *Polylepis racemosa*, se desarrolla en zonas altas y frías a lo largo de la vertiente andina oriental y en la vertiente occidental del Ecuador, en diferentes pisos altitudinales desde los 3 000 a 4 500 msnm (Kessler, 2006).

3.4. Usos

Según (Lao, Zevallos, & De la Cruz, 1990), la madera de esta especie forestal se utiliza principalmente en la construcción de viviendas rurales como: postes, vigas, puertas, ventanas, aglomerados y en pequeña escala como combustibles en forma de leña, ya que arde por mucho tiempo proporcionando una gran cantidad de energía calorífica.

También es utilizada en forma de barreras vivas, es decir, como cerco vivo para protección de heladas. Además son de uso medicinal, la corteza machacada en infusión, es utilizada para curar infecciones de las vías respiratorias (Lao et al., 1990).

3.5. Reproducción

La reproducción de este género puede ser asexual como sexual, para ello se practican tres métodos; por esquejes o ramillas, por estacas convencionales y por acodos (Chiclote et al., 1985).

Para la reproducción asexual se practican tres métodos:

- Esqueje: Es la multiplicación vegetativa, consistente en fragmentos de una planta sana y joven, a partir del cual se obtiene un ejemplar genéticamente

idéntico. Existen 2 formas de siembra: por bolsa (cama de repique) y platabanda (Mindreau & Zúñiga, 2010).

- Estacas: Se debe considerar que estas estén lignificadas, de 20 a 25 cm de longitud, se entierran hasta un tercio de su longitud manteniéndolas bajo semisombra hasta que se constate que han enraizado (Gualavisí, 2008).
- Acodos: “Es la propagación para la formación de raíces adventicias del tallo que está adherido a la planta madre. Prontamente, el tallo enraizado, acodado se separa para convertirlo en una nueva planta que crece sobre sus propias raíces” (Chiclote et al., 1985).

3.6. Plagas y Enfermedades

La plaga forestal es cualquier organismo vivo que puede causar daño en los árboles, bosques o a los productos forestales. Existen distintos organismos, estos pueden ser insectos, arañas, nematodos, hongos, bacterias, virus, malas hierbas, así como plantas parásitas como el muérdago (FAO, 2012).

La vitalidad y sanidad de los ecosistemas forestales mundiales se ven afectadas por diversos agentes naturales, como sequías, incendios y plagas. Estos trastornos forman parte de los procesos de sucesión natural de los bosques, lo que pueden limitar la capacidad de cumplir los objetivos de ordenación forestal. Existe una gran variedad de plagas que pueden tener repercusiones negativas para los bosques y el sector forestal (FAO, 2012).

3.6.1. Clasificación de plagas

Según (FAO, 2012), las plagas se pueden clasificar en dos categorías:

- Nativas: Son especies que aparecen de forma natural en el lugar.

- No nativas: Hacen referencia a las especies introducidas en los últimos años en un lugar determinado.

Las especies nativas cumplen con una función ecológica importante, sin embargo cuando estas alcanzan un nivel dañino y se vuelven invasoras pueden causar grandes problemas en los recursos forestales (FAO, 2012).

Por otro lado, se conocen a las especies invasivas, son aquellas que se propagan más allá de su zona pasada, es decir, pueden desarrollarse en nuevos entornos. De esta manera puede ser que estas especies no tengan enemigos naturales que ayuden con el equilibrio ecológico y los nuevos árboles huéspedes no presenten resistencia a ellas, causando graves problemas en los bosques (FAO, 2012).

Los tipos de insectos de plagas que afectan en un bosque, según la parte del árbol a la que atacan, pueden ser:

- Descortezadores: “Organismos que se desarrollan bajo la corteza del árbol, estos insectos producen un desprendimiento en la corteza del árbol, es así que causan desecación y exposición a microorganismos patógenos, volviendo al árbol más vulnerable”. Afectan a grupos pequeños de árboles hasta miles de hectáreas (Magallón, 2008).
- Defoliadores: “Insectos que se alimentan de las hojas de los árboles, reduciendo la capacidad de hacer fotosíntesis, si la infestación de la plaga es poco intensa, se causa pérdida de fuerza en el árbol, en cambio si el ataque de la plaga es de mayor intensidad, puede causar la muerte del árbol” (Magallón, 2008).
- Plantas parásitas: “Estas plantas tienen estructuras especializadas para albergarse en otro organismo, obteniendo soporte y nutrientes, provocando en

los árboles disminución en su crecimiento, debilitándolos y si existe una infestación severa pueden provocar la muerte del árbol” (Magallón, 2008).

- Barrenadores: “Este tipo de insectos comen la madera viva, excavando la galería del tronco del árbol. También provocan brotes secundarios, evitando que el tronco se desarrolle recto. Estas plagas no son consideradas muy dañinas, ya que el ataque es superficial, debido a que la corteza es tejido muerto. Los insectos más reconocidos en esta clasificación, son los escarabajos” (Magallón, 2008).
- Chupadores: “Insectos que se alimentan de las hojas, ramas y brotes, absorbiendo los nutrientes de los árboles y debilitándolos” (Magallón, 2008).
- Plagas de raíz: “Insectos atacan las raíces, limitando la absorción de agua y nutrientes, esto provoca la mortalidad en árboles jóvenes” (Magallón, 2008).
- Plagas de conos (piñas): “Son insectos que atacan las semillas, limitando la regeneración natural de los árboles” (Magallón, 2008).

3.6.2. Origen de Enfermedades

Según (Delgado, 2009), para dar origen a las enfermedades, es preciso la interacción de tres factores, hospedante (planta o árbol), el agente patógeno (causante de enfermedad) y el ambiente, lo que se conoce como el “triángulo de enfermedad”, al igual que se contemplan los síntomas que sufre la planta o árbol.

3.6.2.1. Enfermedades que afectan a las Especies Forestales

- Chupadera fungosa en especies forestales: Complejo fitopatológico que provoca pérdidas en los viveros forestales, enfermedad conocida como “mal de talluelo” o “pudrición de raíces”. Enfermedad que afecta a semillas, semillas

en germinación y plántulas jóvenes de varias especies forestales. Existen dos formas de ataque, la primera forma de ataque se conoce con el nombre de pre emergencia, en que el agente patógeno produce la pudrición de la semilla o mata a la pequeña planta antes de su aparición sobre la superficie del suelo, por otro lado, la segunda forma de ataque se denomina post emergencia, aquí el ataque se produce posteriormente a la aparición de las plántulas sobre el suelo, el hongo se desarrolla rápidamente en las raíces, por ello las especies forestales se marchitan en su totalidad (Soldevilla, 1995).

- Enfermedades del sistema radical de las especies forestales: Las afecciones por pudrición de raíz, presenta síntomas se pueden evidenciar en la parte aérea del árbol, estos pueden ser: pérdida de energía, muerte descendente de puntas de acículas, clorosis y marchitamiento (Delgado, 2009).

Varias especies de hongos pueden ocasionar pudriciones en la raíz, *Fusarium*, son fitopatógenos que producen afecciones a las raíces más frecuentemente reportados (Delgado, 2009).

Los síntomas foliares de pudrición de la raíz por *Fusarium* pueden ser versátiles: Las plántulas que son afectadas presentan las acículas esparcidas y cloróticas o acículas retorcidas, muerte descendente de las puntas, síntomas de marchitamiento, a medida que la enfermedad avanza, el follaje de la plántula toma una coloración café- rojizo, esto sucede un poco antes de que la plántula o árbol muera (Landis, 1989).

- Enfermedades de la parte aérea de las plantas: Estas enfermedades son de suma importancia en los viveros, en los cuales las plántulas presentan raíz desnuda, esto se debe al ambiente cálido y húmedo que puede contribuir al incremento de enfermedades (Landis, 1989).

3.6.2.2. Hongos Fitopatógenos que afectan a las Especies Forestales

Nombre	Descripción
<i>Armillaria</i>	Es de color amarillento café, de 1 a 2 mm de grosor no son ramificados (Butin & Peredo, 1986). Es considerado como un patógeno severamente agresivo y polífago distribuido a nivel mundial (Delgado, 2009).
<i>Colletotrichum dematium</i>	Posee acérvulos en forma de disco almohadilla, es de color salmón, este hongo es una especie saprofita (Smith, Dunez, Phillips, Lelliott, & Archer, 1992a).
<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	Presentan cuerpos en forma de disco, este patógeno crea áreas muertas en la superficie foliar, presentando un tejido necrótico y se forman manchas (Arguedas & Cots, 2012).
<i>Cylindrocladium</i>	Es un parásito polífago, puede provocar caídas de plántulas, laceración de tallo y muerte progresiva (Smith, Dunez, Phillips, Lelliott, & Archer, 1992b).
<i>Fusarium oxysporum</i>	Posee un color crema, es un saprófito abundante, puede ocasionar los siguientes síntomas: marchitamiento vascular, amarillamientos, podredumbre de raíz y chupadera (Smith et al., 1992b).
<i>Lasiodiplodia theobromae</i>	Es un patógeno calificado como oportunista, ataca árboles que se encuentran en condiciones de estrés, está distribuido en ambientes cálidos y templados (Bazán de Segura, 1970). Presenta síntomas como: quemazón en brotes tiernos y necrosis de las ramas (Rumbos, Ramos, & Gómez, 2008).
<i>Phoma</i>	Es un hongo con un desarrollo rápido y por lo general infectan a tejidos debilitados (Delgado, 2009).
<i>Phomopsis</i>	Este hongo produce colonias blancas. Produce una muerte paulatina de las ramas, se tornan de color pardo y por ello causa defoliación y muerte de la plántula (Sosa de Castro, Cabrera de Alvarez, & Alvarez, 2000).
<i>Phyllosticta</i>	Esta enfermedad tiene como hospedantes a las especies forestales; causándoles pequeñas lesiones pálidas en las hojas (Nadal & Moret, 1984).
<i>Rhizoctonia</i>	Fue registrado en vivero, puede infestar a varias especies de hospedantes, ocasiona la caída de plántulas, podredumbre de tejidos y el colapso de los tallos (Correa de Restrepo & Peñuela, 2002).
<i>Peronospora</i>	Esta enfermedad posee esporangios subelípticos producidos a partir de esterigmas. Dicho microorganismo necesita células vivas de tejidos jóvenes para poder desarrollarse. Los síntomas que presentan son manchas irregulares con tamaño variado y distintas tonalidad desde verdes hasta purpuras (Díaz & Izquierdo, 2010).

Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

3.7. Control de Plagas y Enfermedades

El control de plagas hace referencia a estrategias para prevenir y evitar la resurgencia de las plagas, para ello se ha utilizado prácticas culturales, biológicas, mecánicas y químicas entre otras que han sido aceptadas socialmente con la finalidad de minimizar el impacto económico y ambiental (Romero, 2004).

Según (Villacide et al., 2012), existen dos formas primordiales de control de plagas, el preventivo; maneja diferentes tratamientos para evitar la aparición de brotes de plagas; y el control curativo, tiene como fin reducir las poblaciones de insectos y hongos, en caso que aumenten de tal manera y perjudique el crecimiento y la calidad de los árboles. También, los tipos de control se pueden clasificar en:

- Control biológico: Método que maneja organismos vivos para reducir la densidad de la población de otros organismos (plaga). El uso del control biológico es una opción viable en el manejo de la salud vegetal, y al ser aplicado no deja residuos químicos, actúa de forma específica y firme sobre la población problema (Villacide et al., 2012).
- Control mecánico: Es un método de eliminación manual de plagas, este puede prevenir la infestación extensiva de las mismas. La recolección de insectos se puede realizar en estado de huevo, larva o adulto, además se debe retirar del campo las especies enfermas o las partes de algunas de ellas que se vea afectadas por la plaga o enfermedad (Romero, 2004).
- Control físico-mecánico: Se basa en la utilización de tratamientos para disminuir la población de enfermedades e insectos de manera directa, al árbol o sus productos, a través de diferentes medios, como el descortezamiento, destrucción de material enfermo, temperatura, astillamiento agua, y aire (Avila, 2007).

- Control silvicultural: Tratamiento de aplicación rápida y sencilla, de larga duración y bajo costo, reduce la población de la plaga al alterar su hábito alimentario y su ambiente de vida (Avila, 2007).
- Control químico: Reduce la densidad poblacional que se ha transformado en plaga, a través del uso de fungicidas, insecticidas, bactericidas u otros, pueden ser de origen biológico, sintético y químico natural (Avila, 2007).
- Control genético: Control de plagas mediante la manipulación genética. Utiliza el método de hospederos resistentes, diversificación de la variabilidad genética de enemigos naturales y la esterilización de insectos machos (Avila, 2007).

3.7.1. Técnicas de colecta

La colecta de insectos procura aplicar una diversidad de técnicas debido al gran número de especies y variedad de hábitos de vida. Las técnicas utilizadas presentan objetivos específicos para cada tipo de estudio; sin embargo, se dividen de manera general en técnicas de colecta directas (activas) y técnicas de colecta indirectas (Márquez, 2005).

- Colecta Directa

Refiere a que el colector o recogedor busca de manera activa a los organismos en su ambiente. Esta táctica utiliza herramientas e instrumentos que varían según el sustrato o sitio de búsqueda de acuerdo a la necesidad del colector (Márquez, 2005).

En la naturaleza, el suelo, cadáveres, hojarasca, plantas, musgo, hongos, nidos de vertebrados e invertebrados, son sitios determinados donde existen especies de insectos con diferentes grados de asociación a ellos. Las plantas están habitadas,

pueden ser consumidas por organismos de: raíz, tallo, hojas, flores, frutos y semillas (Márquez, 2005).

Según (Márquez, 2005), la colecta directa mediante el uso de herramientas y métodos simples es: capturar a los insectos con los dedos haciendo grupos que no son peligrosos para el ser humano.

La referida colecta corresponde a:

- Hojarasca y suelo: (Márquez, 2005), indica que “Se colecta de forma directa en el suelo, hojarasca o follaje utilizando un cernidor, reteniendo los fragmentos más grandes y dejando pasar fragmentos e insectos pequeños a la parte baja, donde son visibles y colectados con mayor facilidad, mientras que los organismos medianos y grandes son expuestos al quedar por encima fragmentos e insectos pequeños” .

También se pueden buscar insectos al mover la hojarasca y el suelo con alguna pala de jardinero, así como también se utiliza aspiradores para la captura de los organismos pequeños sin destruirlos.

- Sobre plantas: “Consta de una red de golpeo, en la cual caen insectos que se encuentran sujetos a las plantas, debido a que presentan conducta de dejarse caer cuando se encuentran en peligro” (Márquez, 2005).

Se sacude la vegetación arbustiva en varias plantas por periodos cortos de tiempo y se examina la red, los insectos de cuerpo blando y pequeños son colectados con el aspirador (succionando) para posteriormente depositarlos (soplado) en un frasco colector.

Cuando se usa el tipo “paraguas”, se apoya el golpeo de la vegetación con un palo o tubo de metal, dando mayor exactitud en la planta y sitio específico del muestreo (Márquez, 2005).

- Troncos en descomposición: “Utiliza herramientas metálicas como machete, hacha o pala que sirven para desprender la corteza y la albura del tronco, con el fin de alcanzar los ejemplares que se localizan en el árbol” (Márquez, 2005).
- Diferentes tipos de materia orgánica en descomposición: “Sustrato poblada por una diversidad de insectos, el cual requiere el uso de una pala pequeña que permite remover el sustrato sin hacer contacto directo con los insectos. Los insectos pueden ser tomados con pinzas entomológicas, pinceles o con la mano” (Márquez, 2005).

- **Colecta Indirecta**

(Márquez, 2005), indica que este tipo de colecta utiliza atrayentes, por lo que no requiere de búsqueda directa en los sustratos donde habitan. Utiliza trampas con distintos tipos de atrayentes e incluso existen trampas sin atrayentes:

- Trampas sin atrayentes: “Trampas de “pozo seco”; son recipientes de un litro y medio litro que se entierran a nivel de suelo. Consiste en retener organismos que se desplacen por el suelo y caigan dentro del recipiente sin tapa” (Márquez, 2005).

Para su conservación se maneja etileno glicol o propileno, alcohol etílico al 70% o puede ir sin conservador.

- Trampas con cebos: según (Márquez, 2005) “las más importantes son las copotrapas (cebadas con excremento), carpotrapas (con fruta) y necrotrampas (con carroña). El propósito de cada una de ellas es atraer y capturar insectos afines a estos cebos”.

- Trampa de luz: “Se utiliza principalmente en colectas nocturnas y sirve para atraer insectos voladores con fototropismo positivo. Utiliza como herramientas focos de luz negra conectada a fuentes de energía y luz de tipo mercurial, los cuales son colocados sobre la parte superior de una manta blanca que actúa como reflector de luz atrayente” (Márquez, 2005).
- Embudo de Berlese: Utiliza el calor y el fototropismo para lograr que los organismos pasen de un sustrato determinado a un frasco colector cerrado colocado debajo del sistema, incluye un foco en la parte superior, una malla donde se colocan las muestras, y en la parte baja el frasco colector.

Los organismos con fototropismo positivo pueden descender al frasco colector en el período de oscuridad (3 o más días) y los organismos con fototropismo negativo lo realizan en el período de luz, regularmente tiene la misma duración que el primero (Márquez, 2005).

3.8. Sistemas Agroforestales

Los sistemas agroforestales (SAF's) son utilizados para realizar un manejo adecuado de los recursos naturales, en las que especies leñosas como arbustos, palmas y árboles son utilizadas en asociación con animales en el mismo terreno o cultivos agrícolas (Montagnini, 1992).

Según (Montagnini, 1992), los SAF's se pueden clasificar según sus componentes, a continuación se describe:

- Sistemas agroforestales secuenciales: Existe una relación cronológica entre las cosechas anuales y los individuos (árboles), es decir, las plantaciones de ambos suceden en el tiempo.

- Sistemas agroforestales simultáneos: Es la integración simultánea y continúa de árboles y cultivos anuales.
- Sistemas agroforestales de cercas vivas y cortinas rompe vientos: Son hileras de árboles que pueden delimitar un terreno y servir de protección para otros componentes.

3.9. Bosque Plantado

Son áreas de reforestación ya sea con especies nativas o introducidas, con la finalidad de conservación y protección de ecosistemas (FAO, 1996).

3.10. Método de muestreo

Muestreo aleatorio simple, es un método que se utiliza para extraer y deducir todos los individuos al azar de una población que presenta igualdad, los cuales son empleados para el presente trabajo experimental (Casal & Mateu, 2003).

(Cuenca & Lozano, 2016), señalan que la forma en que se emplea este método es la siguiente:

- Se asigna un número a cada individuo de población.
- Mediante el uso de ordenadores, tablas de números aleatorios y programas se seleccionan los individuos necesarios para cumplir con el tamaño de la muestra.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

En el presente acápite, además de la descripción de materiales y equipos, se da a conocer los métodos utilizados, para desarrollar el trabajo experimental.

4.1. Materiales y Equipos

Tabla 2. Lista de materiales y equipos utilizados en la fase de campo y gabinete

Cantidad	Descripción
1	Forcípula de aluminio
1	Cinta flagging (color naranja)
2	Receptores GPS
1	Lata de pintura para el marcado de los arboles
15	Envases de vidrio para recolectar los especímenes de plagas
5	Fichas de campo
30	Etiquetas
2	Pinzas para la captura de las plagas
10	Bolsas herméticas para recolección de partes de árbol
2	Microscopios
2	Estereoscopios
2	Cámaras fotográficas
2	Computadoras

Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

4.2. Métodos

La metodología de la presente investigación se divide en tres fases, a continuación se describirá cada una de ellas.

4.2.1. Fase Inicial

4.2.1.1. Caracterización del Área de Estudio

El área del presente trabajo experimental Toacazo, Tanicuchi y Pastocalle (T.T.P), se localiza en el centro norte de la provincia de Cotopaxi: cantones Latacunga y Saquisilí.

Limita al norte: el río Jatuncama aguas arriba, el río de la Providencia aguas abajo hasta sus nacientes en los Illinizas; al sur, desde las vertientes del río Pumacunchi aguas abajo hasta su punto de unión en la quebrada Pintze; al este, desde la quebrada Pintze, quebrada Agua Amarilla hasta sus nacientes en los Illinizas, al oeste, desde el punto más alto de la cordillera y origen del río Pumacunchi, hasta las vertientes del río Chisaló, aguas abajo y su unión con el río Jatuncama (CESA, 1987).

4.2.1.2. Características de la Zona T.T.P.

4.2.1.2.1. Clima

Según (CESA, 1987), la información obtenida proviene de la estación meteorológica de Toacazo. En esta zona de estudio se presentan fenómenos climatológicos (lluvias, heladas, granizadas y vientos).

- Altitud: El área de estudio está ubicada entre 3 200 y 3 600 msnm.
- Precipitación: Esta zona tiene 2 épocas definidas de lluvia, la primera de febrero a abril y la segunda de octubre a diciembre. Aproximadamente esta zona recibe entre 500 y 900 mm de agua lluvia anual.
- Heladas: Se producen principalmente en los meses de noviembre y diciembre, las heladas más fuertes se producen en marzo.
- Granizadas: Son más frecuentes en los meses de marzo, abril, noviembre, diciembre y enero.

- Vientos.- Se presentan entre junio y octubre, siendo el más fuerte en el mes de agosto.

4.2.1.2.2. Fisiografía

En la zona T.T.P se identifican dos grandes unidades con características particulares de clima, suelo y vegetación (CESA, 1987).

4.2.1.2.2.1. Sierra Alta

Son las áreas sobre los 3 600 msnm, presentan las zonas de paramos fríos, relieves y pendientes muy variables con predominio de las formas irregulares y abruptas; la humedad es alta debido a la baja evapotranspiración y la constante nubosidad (CESA, 1987).

4.2.1.2.2.2. Vertientes Andinas

Según (CESA, 1987), se encuentran ubicadas entre 2 900 a 3 600 msnm, constituyen los flancos internos de la cordillera que convergen hacia el valle andino, estas son:

- a) Vertientes altas: :Localizadas entre los 3 200 y 3 600 msnm;
- b) Vertientes medias: Localizadas desde los 2 900 y 3 100 msnm;
- c) Vertientes bajas: Localizadas en sectores inferiores de los 2 900 msnm.

4.2.1.2.3. Zonas Ecológicas

Según (CESA, 1987), en la zona T.T.P existen diferentes zonas ecológicas, que determinan distintas producciones, épocas de siembra y ciclos vegetativos. Se definen 3 zonas:

- Zona alta.- Ubicada entre 3 450 y 4 000 msnm, está constituida por páramos con pajonales y pastos naturales para el pastoreo de ganado. Los cultivos

predominantes son: papa, haba y melloco. El suelo de esta zona es negro, contiene alto porcentaje de humedad debido a la presencia de neblina.

- Zona intermedia: Ubicada entre 3 350 y 3 450 msnm, es la zona más irregular con fuertes pendientes; el tipo de suelo que predomina es arenoso. Los cultivos de la zona son: papa, haba, cebada, chocho, melloco y quinua.
- Zona baja: Ubicada entre 3 200 y 3 350 msnm, presenta una topografía semi lADEROSA a plana; el tipo de suelo predominante es arenoso. Los cultivos de la zona son: papa, haba, arveja, quinua y pasto.

4.2.1.2.4. Ecología

Según (CESA, 1987), en la zona T.T.P se distinguen formaciones ecológicas con caracteres naturales definidos, se define en:

4.2.1.2.4.1. Bosque Seco Montano Bajo (bsMB)

Se ubica bajo la cota 3 300 msnm y tiene como puntos geográficos a los sectores aledaños al río Pumacunchi y Chilla Grande, principalmente. Sus características climáticas predominan en precipitaciones con temperatura de 12 °C, se producen heladas en las madrugadas debido a las fuertes radiaciones en el día y al cambio brusco de temperatura en las noches, lo que constituye un factor limitante de cultivos.

4.2.1.2.4.2. Bosque Húmedo Montano Bajo (bhMB)

Abarca la parte central de la zona T.T.P, entre los 3 300 y 3 500 msnm; tiene como referencia a las comunidades de San Bartolo, Planchaloma, La Maya, San Francisco, Rasayacu y Tiliche. Sus características climáticas predominantes de

temperatura alcanzan los 12°C, presenta fuerte incidencia de vientos en los meses secos y las precipitaciones son entre 500 y 750 mm/anuales.

4.2.1.2.4.3. Bosque Muy Húmedo Montano Bajo (bmhMB)

Se localiza en la mitad de las vertientes de los páramos entre 3 500 a 3 600 msnm, teniendo como puntos geográficos a Yanahurco y el sector de Chilche. Sus principales características climáticas, temperaturas variables entre 7 y 11°C; precipitaciones entre 500 y 1 000 mm/anuales.

4.2.1.2.4.4. Páramo Pluvial Sub-Alpino (ppSA)

Corresponde a las partes altas sobre los 3 600 msnm, en Guingopana al Occidente y Cerro Rasuyacu al Nor-oeste. Sus características climáticas predominan con temperaturas promedio de 6 a 8°C, precipitaciones de alrededor de 750 mm/anuales.

4.2.1.2.5. Hidrología

La zona T.T.P está ubicada dentro de la subcuenta del río Pumacunchi que forma parte de la cuenca del río Cutuchi.

4.2.2. Fase de campo

Con el reconocimiento del área de estudio, se delimitó una parcela por cada piso altitudinal, en las cuales se tomaron datos del muestreo de plagas y se seleccionó partes de los individuos de *Polylepis racemosa* para determinar las enfermedades. Los individuos fueron seleccionados mediante muestreo aleatorio simple.

En la siguiente tabla se muestra las coordenadas de las parcelas en cada piso altitudinal.

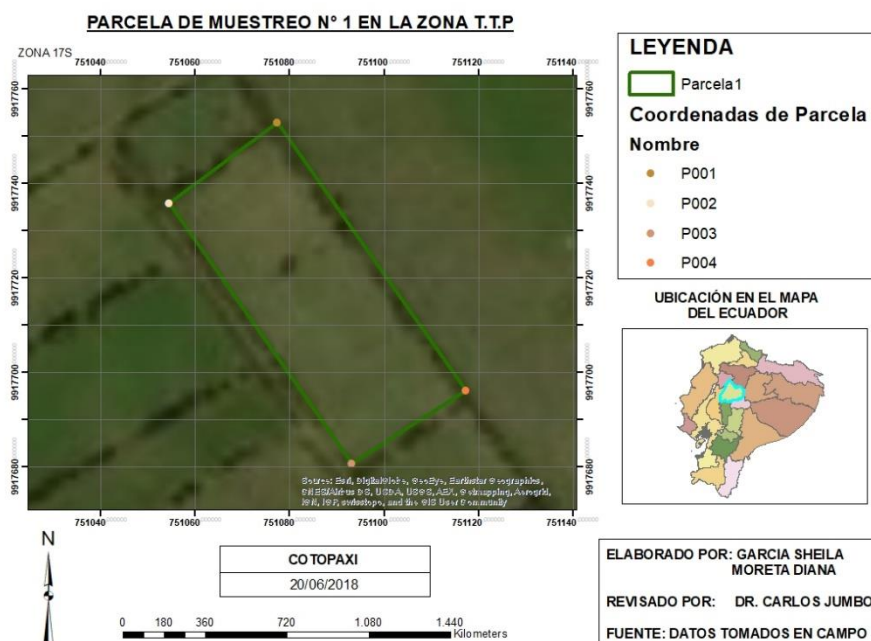
Tabla 3. Coordenadas de parcelas de estudio en diferentes pisos altitudinales.

Piso altitudinal (msnm)	Parcelas	COORDENADAS		
		Longitud	Latitud	Punto de GPS
3 460	1	17S 751077.30	9917752.90	P001
		17S 751054.38	9917735.83	P002
		17S 751093.27	9917680.79	P003
		17S 751117.41	9917696.11	P004
3 770	2	17S 753147.01	9921583.59	P005
		17S 753137.00	9921533.68	P006
		17S 753056.43	9921603.29	P007
		17S 753044.77	9921555.12	P008

Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

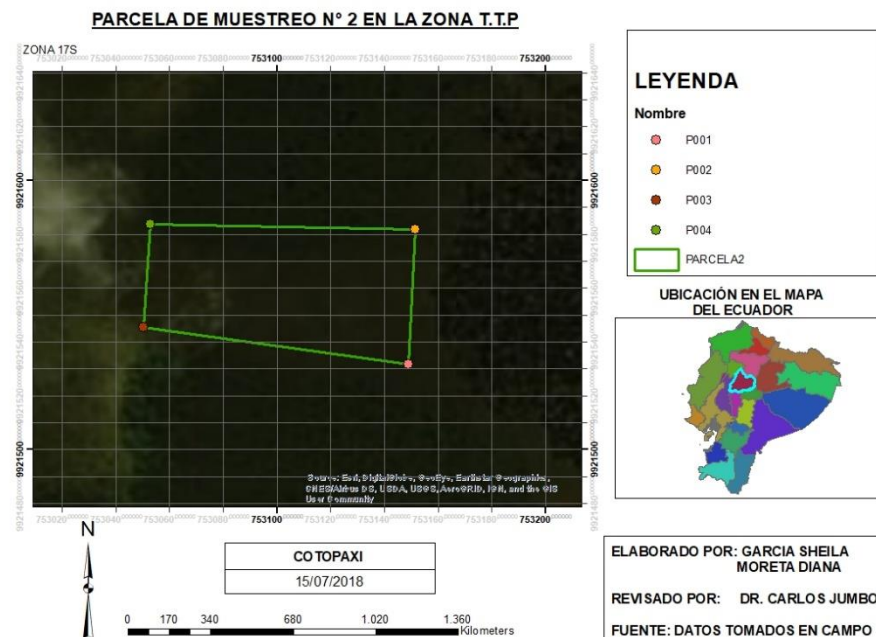
La siguiente figura se indica la primera parcela de muestreo.

Figura 1. Mapa de la primera parcela muestreada.



Fuente: Esri, DigitalGlobe, GoEye, i-cube, USDA FSA. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Figura 2. Mapa de la segunda parcela muestreada.



Fuente: Esri, DigitalGlobe, GoEye, i-cube, USDA FSA. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

4.2.2.1. Descripción de parcelas muestreadas

En la primera parcela de estudio, se estableció los sistemas agroforestales con los que *Polylepis racemosa* esta plantada, se describe a continuación:

- Silvoagrícola: son arboles asociados a cultivos agrícolas, los arboles están plantados en el contorno de la parcela y con distancias definidas en hileras.

Intercalando una o varias especies (ver Tabla 3) (Montagnini, 1992).

En la segunda parcela de estudio, se estableció una plantación tipo bosque de *Polylepis racemosa*, no obstante en razón de que no funciono, se constituyó en una parcela agroforestal.

La plantación de *Polylepis racemosa*, se encuentra rodeada de un Bosque Andino, el cual hace referencia a los bosques situados entre los 1 000 hasta los 4 000

msnm. Dentro de estas latitudes se consignan como bosques alto andinos, ya que están localizados entre pisos altitudinales de 2 900 a 3 800 msnm; los cuales se caracterizan por presentar una estratificación de árboles y arbustos con alturas de 3 a 8 m (FAO, 1996).

En la siguiente tabla se determinan las especies forestales que se encontraron en cada parcela de estudio:

Tabla 4. Identificación de especies forestales que forman los sistemas agroforestales en las parcelas.

ESPECIES FORESTALES			
Piso altitudinal (msnm)	Parcelas	Nombre común	Nombre científico
3 460	1	Yagual peruano	<i>Polylepis racemosa</i>
		Retama	<i>Retama sphaerocarpa</i>
		Aliso	<i>Alnus glutinosa</i>
		Quishuar	<i>Buddleja incana</i>
3 770	2	Yagual peruano	<i>Polylepis racemosa</i>
		Yagual incana	<i>Polylepis incana</i>

Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

4.2.2.2. Tamaño de muestra de individuos por parcela

Para la toma de datos, muestreo de plagas y recolección de partes de la especie forestal en estudio, se utilizó el muestreo aleatorio simple. Según (Murray R. Spiegel, 2009) es necesario aplicar la siguiente formula:

$$n = \frac{Z^2 * N * p * q}{e^2 * (N - 1) + (Z^2 * p * q)}$$

Donde;

Z: Nivel de confianza (correspondiente con tabla de valores de Z).

p: Porcentaje de la población que tiene tributo deseado.

q: Porcentaje de la población que no tiene el atributo deseado (1- p).

N : Tamaño del universo.

e : Error de estimación máximo aceptado.

n : Tamaño de la muestra.

Ingreso de datos para la parcela 1 (P1):

$Z=$	1,96
$p=$	95%
$q=$	5%
$N=$	75
$e=$	10%

Tamaño de la muestra:

$$n = 15$$

Ingreso de datos para la parcela 2 (P2):

$Z=$	1,96
$p=$	95%
$q=$	5%
$N=$	95
$e=$	10%

Tamaño de la muestra:

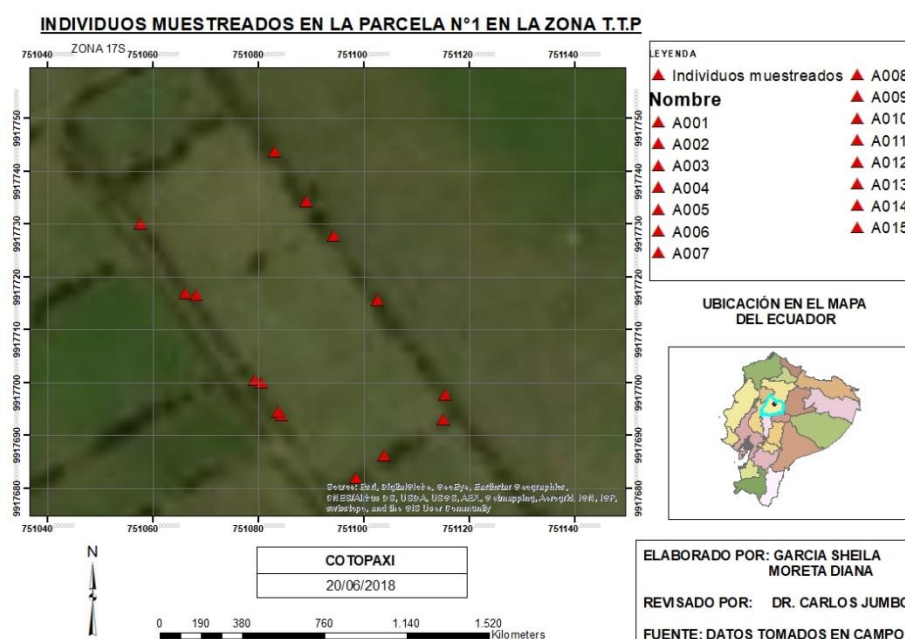
$$n = 15$$

Tabla 4. Coordenadas de individuos muestreados por parcela de estudio en diferentes pisos altitudinales.

Piso altitudinal (msnm)	Individuos	COORDENADAS		
		Longitud	Latitud	Punto de GPS
3 460	A001	17S 751102.57	9917715.63	I001
	A002	17S 751057.68	9917729.98	I002
	A003	17S 751098.44	9917681.89	I003
	A004	17S 751103.89	9917686.13	I004
	A005	17S 751115.11	9917692.93	I005
	A006	17S 751115.42	9917697.68	I006
	A007	17S 751094.30	9917727.76	I007
	A008	17S 751089.14	9917734.34	I008
	A009	17S 751083.05	9917743.72	I009
	A010	17S 751066.18	9917716.86	I010
	A011	17S 751079.34	9917700.37	I011
	A012	17S 751084.34	9917693.71	I012
	A013	17S 751068.30	9917716.52	I013
	A014	17S 751080.61	9917699.94	I014
	A015	17S 751083.71	9917694.36	I015
3 770	A001	17S 753139.00	9921533.00	I016
	A002	17S 753121.09	9921536.91	I017
	A003	17S 753109.31	9921537.38	I018
	A004	17S 753093.47	9921539.84	I019
	A005	17S 753072.92	9921542.40	I020
	A006	17S 753059.81	9921544.64	I021
	A007	17S 753051.14	9921555.13	I022
	A008	17S 753052.13	9921574.46	I023
	A009	17S 753065.45	9921583.43	I024
	A010	17S 753080.09	9921583.19	I025
	A011	17S 753098.89	9921583.61	I026
	A012	17S 753112.30	9921583.04	I027
	A013	17S 753134.58	9921582.57	I028
	A014	17S 753151.52	9921574.58	I029
	A015	17S 753150.38	9921549.22	I030

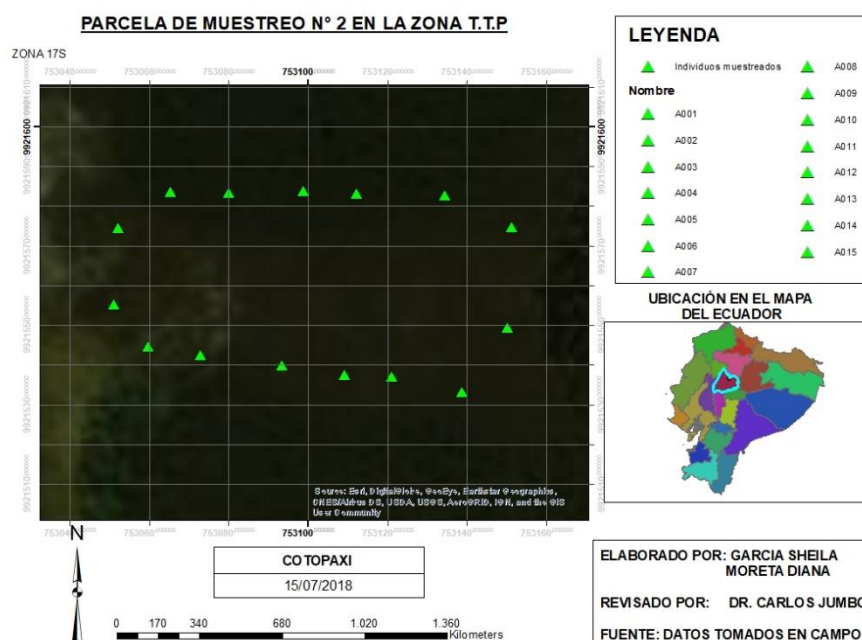
Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Figura 3. Mapa de individuos muestreados en la primera parcela.



Fuente: Esri, DigitalGlobe, GoEye, i-cube, USDA FSA. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Figura 4. Mapa de los individuos muestreados en la primera parcela.



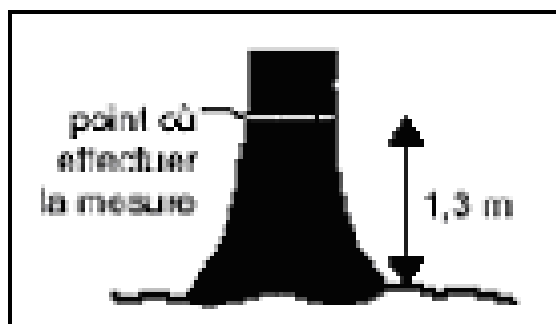
Fuente: Esri, DigitalGlobe, GoEye, i-cube, USDA FSA. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

4.2.2.3. Cálculo de variables de los individuos muestreados

4.2.2.3.1. Diámetro a la altura del pecho

Para medir el diámetro (DAP) del individuo (árbol), es necesario utilizar una forcípula. La forcípula se coloca a la altura de 1,30 m con respecto al terreno.

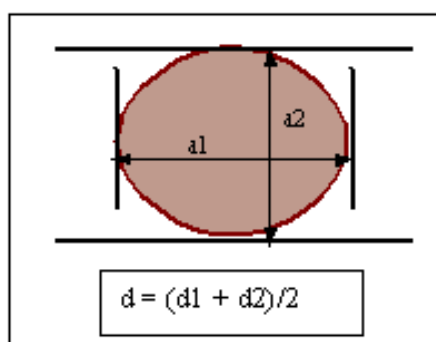
Figura 5. Posición para la medición del DAP.



Fuente: (FAO, 2004).

Los individuos muestreados presentaron perímetros no circulares, es por ello que se midió dos diámetros perpendiculares y se calculó la media.

Figura 6. Medición con la forcípula de un árbol de sección no circular.



Fuente: (FAO, 2004).

4.2.2.3.2. Altura total del fuste y tamaño de copa

Para medir la altura total del fuste y el tamaño de copa, se utilizó el método de los triángulos semejantes. A continuación se explica el procedimiento según (FAO, 2004):

- a) Colocarse a una distancia definida (D), en la cual se observe el individuo a medir (H).
- b) Una vez colocados en la distancia (D), se extiende el brazo mientras se sostiene la regla con la mano verticalmente a la altura de los ojos, la distancia entre la regla y los ojos se la conocerá como d.
- c) Para finalizar el procedimiento se debe cerrar uno de los ojos, y con el otro determinar cuántos centímetros de la regla corresponde la altura del árbol (h).

Por semejanzas de triángulos se obtiene $\frac{H}{h} = \frac{D}{d}$, a partir de esta relación se obtiene la siguiente fórmula para calcular la altura y tamaño de copa del árbol:

$$H = h * \left(\frac{D}{d}\right)$$

Para la primera parcela se utilizaron los siguientes datos:

Individuos muestreados al Sur de la parcela	D= 50 metros; d= 0. 60 m
Individuos muestreados al Este y Oeste de la parcela	D= 20 metros; d= 0. 60 m

Para la segunda parcela se utilizaron los siguientes datos:

Individuos muestreados en toda la parcela	D= 25 metros; d= 0. 60 m
-------------------------------------------	--------------------------

4.2.2.3.3. Área basal

Según (Jumbo, Arévalo, & Ramirez, 2018), nos indican que para realizar el cálculo del área basal, se empleó la siguiente formula:

$$AB = \frac{\pi}{4} * DAP^2$$

Donde:

AB= área basal (m²)

$\frac{\pi}{4}$ = constante

DAP= diámetro a la altura del pecho (m)

4.2.2.3.4. Volumen

(Jumbo et al., 2018), mencionan que para realizar el cálculo del volumen, se empleó la siguiente formula:

$$V = AB * H * ff$$

Donde:

AB= área basal (m²)

H= altura total del fuste (m)

ff= factor de forma (neiloide, 0. 35)

Tabla 5. Tabulación de variables de la primera parcela.

		VARIABLES					
Piso Altitudinal (msnm)	Parcelas	Individuos	DAP (cm)	ALTURA (m)	COPA (m)	AREA BASAL (m2)	VOLUMEN (m3)
3 460	1	A001	6,23	3,00	1,90	0,003	0,003
		A002	6,81	3,67	2,00	0,004	0,005
		A003	11,25	5,83	2,10	0,010	0,020
		A004	5,50	5,00	2,40	0,002	0,004
		A005	4,25	6,67	1,80	0,001	0,003
		A006	11,13	3,00	1,50	0,010	0,010
		A007	12,00	2,33	1,00	0,011	0,009
		A008	13,06	5,33	2,00	0,013	0,025
		A009	9,58	3,67	1,67	0,007	0,009
		A010	7,40	4,67	2,30	0,004	0,000
		A011	12,25	3,33	1,30	0,012	0,014
		A012	9,56	4,00	2,50	0,007	0,010
		A013	11,63	2,67	1,00	0,011	0,010
		A014	10,67	3,33	1,60	0,009	0,010
		A015	16,13	2,33	1,00	0,020	0,017

Fuente: Datos tabulados. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018

Tabla 6. Tabulación de variables de la segunda parcela.

Piso Altitudinal (msnm)	Parcelas	VARIABLES					
		Individuos	DAP (cm)	ALTURA (m)	COPA (m)	AREA BASAL (m2)	VOLUMEN (m3)
3 770	2	A001	15,50	4,17	1,80	0,019	0,028
		A002	5,00	3,33	1,30	0,002	0,002
		A003	5,00	3,75	1,90	0,002	0,003
		A004	5,75	4,58	2,00	0,003	0,004
		A005	4,75	4,17	1,90	0,002	0,003
		A006	9,00	5,00	1,70	0,006	0,011
		A007	6,75	2,92	1,60	0,004	0,004
		A008	10,33	3,75	1,80	0,008	0,011
		A009	14,00	4,58	2,10	0,015	0,025
		A010	8,33	3,33	1,70	0,005	0,006
		A011	8,25	5,42	1,90	0,005	0,010
		A012	13,50	4,17	1,60	0,014	0,021
		A013	11,00	4,58	1,50	0,010	0,015
		A014	9,38	3,33	1,50	0,007	0,008
		A015	8,17	5,00	2,30	0,005	0,009

Fuente: Datos tabulados. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

4.2.2.4. Conocimiento tradicional de la población del área de estudio acerca de *Polylepis racemosa*

Mediante la utilización de las encuestas, se procedió a realizar la muestra poblacional usando la siguiente metodología:

4.2.2.4.1. Tamaño de muestra poblacional

Según estadísticas de (INEC, 2010), define que la población de la zona en la que se realizó las encuestas es de 7 685 personas, para fines de esta investigación el tamaño muestreado se dividió y se ejecutó en dos submuestras iguales, correspondiente a 6 grupos focales por edad, ya que la cifra poblacional entre géneros no es significativo.

Según (Murray R. Spiegel, 2009), se aplicó la siguiente fórmula:

$$n = \frac{Z^2 * N * p * q}{e^2 * (N - 1) + (Z^2 * p * q)}$$

Donde;

Z: Nivel de confianza (correspondiente con tabla de valores de *Z*).

p: Porcentaje de la población que tiene tributo deseado.

q: Porcentaje de la población que no tiene el atributo deseado (1- *p*).

N: Tamaño del universo.

e: Error de estimación máximo aceptado.

n: Tamaño de la muestra.

Ingreso de datos:

$Z=$	1,96
$p=$	95%
$q=$	5%
$N=$	7 685
$e=$	10%

Tamaño de la muestra:

$n = 18$

El tamaño de la muestra obtenida fue de 18 encuestados por cada grupo focal, teniendo así 6 grupos, se definen en la siguiente tabla:

Tabla 7. Grupos Focales por género.

Grupos Focales	
Hombres	Mujeres
12 a 25 años	12 a 25 años
26 a 45 años	26 a 45 años
46 a 85 años	46 a 85 años

Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

El valor total obtenido de personas encuestadas es de 108.

4.2.3. Fase de análisis

Una vez culminada la fase de campo con las diferentes parcelas de muestreo, se obtuvo la siguiente información: coordenadas, individuos muestreados, plagas recolectadas y órganos de los individuos seleccionados, como: fuste, ramas y hojas, con esta información se tabuló los datos obtenidos en campo, identificación de plagas y enfermedades en los laboratorios: microbiología de la UPS y entomología de la PUCE, a través de la información recolectada se continuó con el análisis de resultados en primera instancia para conocer el ataque de las plagas en los diferentes pisos

altitudinales, y en segunda instancia para proponer el respectivo control de las plagas y enfermedades analizadas.

Para la presente investigación se aplicó un diseño experimental con cuatro tratamientos y dos repeticiones, se realizó el análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de Fisher al 5 % para determinar la significancia.

Además se ejecutó el análisis estadístico de las variables estudiadas: DAP, Altura total del fuste, Altura de la copa, Volumen y Área basal, además fue necesario realizar encuestas a la comunidad para profundizar el conocimiento tradicional acerca de la problemática detectada en la presente investigación.

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Identificación de Plagas y propuestas para su respectivo control

Para el muestreo de las plagas, se ejecutó la técnica de colecta directa sobre plantas, con ayuda de una red de golpeo. Cada plaga colectada fue depositada en un frasco colector de vidrio y se añadió alcohol etílico al 70 % para conservarlas.

Cada muestra de especie de plaga fue codificada para su respectiva identificación, se detalla a continuación:

5.1.1. Plaga (PL001)

Tabla 8. Taxonomía (PL001)

Nombre científico:	<i>Agelastica alni</i> L (Linnaeus, 1758)
Nombre común:	Galeruca del aliso
Reino:	<i>Mateazoa</i>
Subreino:	<i>Eumetazoa</i>
Rama:	<i>Bilateria</i>
Grado:	<i>Coelomata</i>
Serie:	<i>Protostomia</i>
Phylum:	<i>Arthropoda</i>
Subphylum:	<i>Mandibuulata</i>
Clase:	<i>Insecta</i>
Subclase:	<i>Holometabola</i>
Orden:	<i>Coleoptera</i>
Suborden:	<i>Polyphaga</i>
Infraorden:	<i>Cucujiformia</i>
Superfamilia:	<i>Chrysomeloidea</i>
Familia:	<i>Chrysomelidae</i>
Subfamilia:	<i>Galerucinae</i>
Género:	<i>Agelastica</i>

Fuente: (Amat, Gasca, & Amat, 2005). Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Fotografías



Ilustración 1. *Agelastica alni*, estadio adulto (PL001).

5.1.1.1. Descripción de la especie

Son escarabajos de tamaño pequeño – mediano, de color azul metálico, los élitros que poseen son punteados. Los machos presentan menor tamaño que las hembras (Goldarazena, 1758).

5.1.1.2. Ciclo de vida

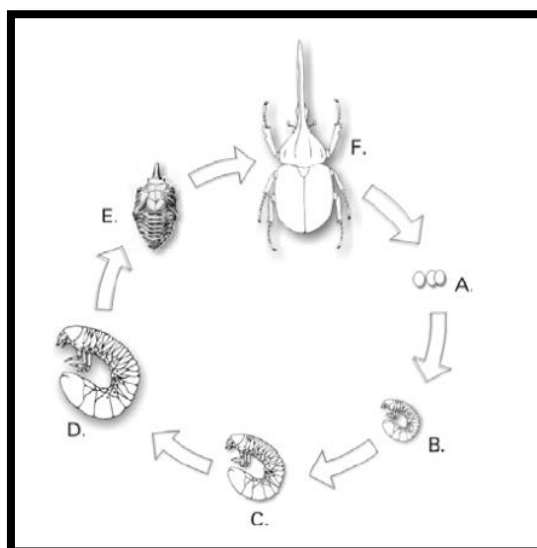


Ilustración 2. Ciclo de vida del Orden *Coleóptera*.

A. Huevos. B. Larvas de primer estadio. C. Larvas de segundo estadio. D. Larvas de tercer de estadio. E. Pupa. F. Adulto. Fuente: (Amat et al., 2005).

5.1.1.3. Biología

(Goldarazena, 1758), indica que *Agelastica alni* es una especie polífaga, es decir, se alimenta de varios huéspedes. Los adultos depositan los huevos en las hojas de la especie forestal. Los estadios de esta plaga se describen a continuación:

Los **huevos**: Poseen un color amarillo y son depositados en el envés de la hoja, para asegurar su protección.

Las **larvas**: Son de coloración oscura, las cuales se alimentan de la capa superficial de las hojas.

Las **larvas de tercer estadio**: Se trasladan al suelo, se entierran y de esta manera pupan, obteniendo una crisálida ninfa de color amarillo.

Los **individuos adultos**: De *Agelastica alni* miden aproximadamente 1,5 cm de longitud.

5.1.1.4. Daños que ocasionan

Tanto las larvas como los adultos de *Agelastica alni*, devoran las hojas de manera excesiva, respetan la nervadura de las hojas y dejan los nervios a la vista, pueden causar una defoliación profusa en la especie forestal atacada (Goldarazena, 1758).

5.1.1.5. Control para combatir *Agelastica alni*

5.1.1.5.1. Medidas culturales

- Es necesario realizar labores silvícolas, como una gestión correcta de aclareos, la cual hace referencia a extraer árboles enfermos o con infestaciones de plagas, por otro lado también se puede realizar podas, por el tamaño de los árboles se debe realizar una poda baja, es decir, retirar las ramas del fuste de manera

limpia con una herramienta adecuada (Ministerio de Agricultura y Pesca, 2017).

- Limpiar la hojarasca, arar o inundar el terreno en la temporada de crisalidación (mediados del mes de abril) de esta forma se reduce en gran porcentaje la población de la plaga (Ministerio de Agricultura y Pesca, 2017).

5.1.1.5.2. Medidas Biológicas

- Las aves insectívoras pueden alimentarse de las larvas de esta plaga (Ministerio de Agricultura y Pesca, 2017).
- Se puede utilizar *Bacillus thuringiensis*, es una bacteria Gram positiva, que se la utiliza como una alternativa de los pesticidas (Ministerio de Agricultura y Pesca, 2017).

Este producto se puede encontrar en una presentación solida (polvo) para su comercialización. Esta bacteria ataca a Lepidóptera y Coleóptera, actúa de manera eficaz en las larvas jóvenes. Se debe mezclar el contenido del envase en 200 litros de agua, utilizar el producto inmediatamente sea mezclado, realizar otra aplicación a los 8 o 10 días de la primera aplicación, la dosis recomendada de la mezcla es de 1 a 2 litros por hectárea (FENEC S.A., 2013).

5.1.1.5.3. Medidas Químicas

- Las medidas químicas no son recomendadas en espacios naturales, solo se utilizará si el daño causado por la plaga es considerado extremo e importante (Ministerio de Agricultura y Pesca, 2017).

- Se podrán utilizar, solo los productos fitosanitarios que cuenten con registro y autorización de las entidades competentes (Ministerio de Agricultura y Pesca, 2017).

5.1.2. Plaga (PL002)

Tabla 9. Taxonomía (PL002)

Nombre científico:	<i>Mocis latipes</i> (Guanée, 1852)
Nombre común:	Gusano medidor
Reino:	<i>Animal</i>
Phylum:	<i>Arthropoda</i>
Subphylum:	<i>Mandibuulata</i>
Clase:	<i>Insecta</i>
Subclase:	<i>Pterygota</i>
Orden:	<i>Lepidoptera</i>
Suborden:	<i>Ditrysia</i>
Superfamilia:	<i>Noctuidea</i>
Familia:	<i>Noctuidea</i>
Subfamilia:	<i>Catocalinae</i>
Género:	<i>Mocis</i>
Especie:	<i>Latipes</i>

Fuente: (Amat, Gasca, & Amat, 2005). Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Fotografías



Ilustración 3. *Mocis latipes*, estadio de larva (PL002).

5.1.2.1.Descripción de la especie

Mocis latipes en su estado adulto presenta un hábito nocturno y tiene la morfología de una mariposa de color grisáceo. Es un lepidóptero nativo en regiones tropicales y subtropicales en el Caribe, América Central y Sur (M. González, 1995).

5.1.2.2.Ciclo de vida

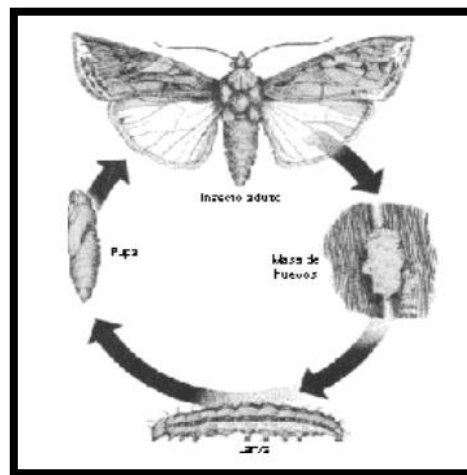


Ilustración 4. Ciclo de vida de *Mocis latipes*.

A. Huevos. B. Larva. C. Pupa. D. Fuente: Adulto (Urbina, 2005).

5.1.2.3.Biología

(M. González, 1995), menciona que *M. latipes* es un lepidóptero y es considerada una especie polífaga.

Los **huevos**: “Son de forma casi globular y de color verde-café. Ponen de 40 – 60 huevos, son depositados en la vena central del envés de las hojas” (M. González, 1995).

Las **larvas**: “Poseen una tonalidad café claro con dos bandas negras torácicas y dos rayas longitudinales amarillentas. Al terminar su desarrollo, caminan como

medidoras, se alimentan de las hojas, dejando sana la vena central” (M. González, 1995).

Pupas: “La especie *Mocis latipes* pupa en la misma planta o en una cercana entre dos hojas o en una hoja doblada, en ocasiones también lo hacen en la hojarasca del suelo. Pueden cambiar de tonalidad, al principio poseen un café claro, después se hacen de color café oscuro”.

Los **adultos:** “Pueden medir de 35 – 40 mm de envergadura, el sexo de se puede diferenciar por sus alas anteriores, que pueden ser de una coloración café oscuro o gris oscuro. La manera de alimentarse de los adultos es totalmente diferente a la de las larvas, los cuales solo necesitan agua y carbohidratos” (M. González, 1995).

5.1.2.4. Daños que ocasionan

Según (E. Martínez, Barrios, & Santos, 2006), las larvas de esta especie defoliar las plantas por los bordes, se alimenta del limbo foliar destruyendo la nervadura de las hojas. Los daños se pueden detectar en el inicio de las plantaciones.

5.1.2.5. Control para combatir esta especie de plaga

5.1.2.5.1. Medidas culturales

- Realizar inspecciones nocturnas cerca y debajo de las plantas por varias semanas, para comprobar si las plantaciones están libres de la plaga (M. González, 1995).
- Se debe mantener las plantaciones libres de malezas, como: Cardo (*Argemone mexicana*), Nabo silvestre (*Brassica campestris*), Paico (*Chenopodium*

ambrosoides), Kikuyo (*Penisetum clandestinum*), Cola de zorro (*Setaria verticillata*), Hierba mora (*Solanum nigrum*) (B. Martínez & Rodríguez, 2010).

5.1.2.5.2. Medidas Biológicas

- Según (M. González, 1995), se utiliza parásitos y depredadores, por lo general es realizado por *Himenóptera* y *Díptera*. El gusano medidor puede ser parasitado por 31 especies que se ubican en 6 familias de insectos y por 2 especies de nematodos parásitos de 2 familias. De estas, 4 especies pueden parasitar el estadio de huevo, 25 pueden parasitar el estadio de larva, 1 parasita el estadio de pupa y 1 parasita al estadio adulto. Estas especies pueden ser:

Tabla 10. Parásitos y Depredadores

Orden - Familia	Especie	Estadío
SECERNENTEA <i>Mermithida</i> <i>Mermithidae</i> <i>Aphelenchida</i> <i>Aphelenchoididae</i>	<i>Hexamermis sp.</i> <i>Noctuidonema guyanense</i> Remillet y Silvain	larva adulto
INSECTA <i>Díptera</i> <i>Sareophagidae</i> <i>Tachinidae</i>	<i>Sarcodexia sternodontis</i> Townsend <i>Archytas marmoratus</i> Townsend <i>Atacta brasiliensis</i> Schiner <i>Campylochaetas sp.</i> <i>Chetogena sp.</i> <i>Eucelatoria sp. 1</i> <i>Eucelatoria sp. 2</i> <i>Lespesia parviteres</i> Aldrich y Webber <i>Linnaemya comta</i> Fallen <i>Patelloa sp.</i>	larva/pupa larva/pupa larva/pupa larva larva/pupa larva larva larva/pupa larva/pupa larva/pupa
HYMENOPTERA Braconidae	<i>Cotesia marginiventris</i> Cresson <i>Diolcogaster sp.</i> <i>Homolobus truncator</i> Say	larva larva larva

Ichneumonidae	<i>Microplitis sp.</i>	larva
	<i>Rogas nigristemmaticum</i> Enderlein	larva
	<i>Snellenius sp.</i>	larva
	<i>Zelomopha sp.</i>	larva
	<i>Corsoncus magus</i> Cresson	larva/pupa
	<i>Hyposoter sp.</i>	larva
	<i>Mesochorus sp.</i>	larva
	<i>Microcharops anticarsiae</i> Gupta	larva
	<i>Scambus albitibia</i> Morley	larva/pupa
	<i>Tricholabus lepidus</i> Brullè	larva/pupa
Chalcididae	<i>Brachymeria ovata</i> Say	pupa
Eulophidae	<i>Brachyneria sp.</i> <i>Euplectrus sp.</i>	larva/pupa
Trichogrammatidae	<i>Pediobius sp.</i>	larva
	<i>Trichogramma atopovirilia</i> Oatman y PLatner	larva/pupa
	<i>Trichogramma pretiosion</i> Riley	huevo
	<i>Telenomus solitus</i> Johnson	huevo
	<i>Telenomus sp. dalmanni</i>	huevo

Fuente: (M. González, 1995). Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Tabla 11. Parásitos.

Parásitos
<i>Sarcodexia sternodontis</i> (Townsend)
<i>Chetogena sp.</i>
<i>Spilochalcis sp.</i>
<i>Gambrus ultimus</i> (Cresson)
<i>Enicospilus sp.</i>

Fuente: (M. González, 1995). Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

5.1.2.5.3. Medidas Químicas

- En base al conocimiento de la población del área de estudio, la aplicación continua de insecticidas provoca la resistencia de los insectos, generando un

impacto negativo para el ambiente y para organismos beneficiosos para las plantaciones.

- Según (E. Martínez, Barrios, Robesti, & Santos, 2006), es recomendable usar productos químicos en el estadio de larva (mes de mayo), puede producir una mortalidad del 84 al 100 %.

Tabla 12. Productos químicos.

Carbarilo	Clorpirifos
Endosulfan	Malation
Metamidofos	Paration metilo

Fuente: (E. Martínez, Barrios, & Santos, 2006). Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

5.1.3. Plaga (PL003)

Tabla 13. *Taxonomía (PL003)*

Nombre científico:	<i>Sirex noctilio</i> (Fabricius)
Nombre común:	Avispa barrenadora o Avispa taladradora de la madera
Reino:	<i>Animal</i>
Phylum:	<i>Arthropoda</i>
Clase:	<i>Insecta</i>
Orden:	<i>Hymenoptera</i>
Familia:	<i>Siricidae</i>
Género:	<i>Sirex</i>
Especie:	<i>Noctilio</i>

Fuente: (Lanfranco & Aguilar, 1990). Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Fotografías



Ilustración 5. *Sirex noctilio*, estadio de pupa (PL003).



Ilustración 6. *Sirex noctilio*, estadio adulto (PL003).

5.1.3.1.Descripción de la especie

Según (Ipinza & Molina, 1990), *Sirex noctilio* empieza su ataque en las ramas de los árboles, de aquellos que presentan una apariencia moribunda por acción del viento. En los árboles, dicha plaga puede mantener una población latente y mínima por muchos años.

Sirex noctilio es nativa del hemisferio norte, principalmente de Europa y Norte de África, países en los que es considerada como una plaga secundaria. En los últimos años ha presentado daños en plantaciones de Sur América (Ipinza & Molina, 1990).

5.1.3.2. Ciclo de vida

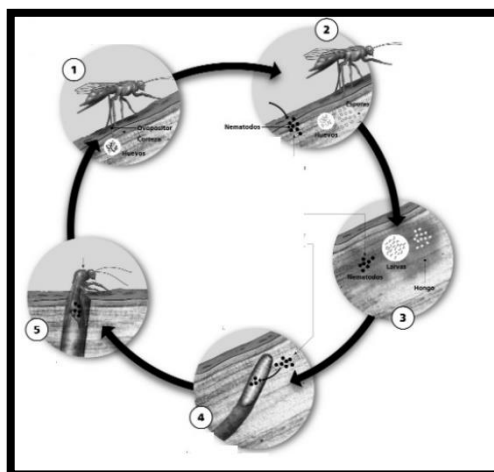


Ilustración 7. Ciclo de vida de *Sirex noctilio*.

1. Postura de huevos. 2. Depósito de esporas. 3. Desarrollo del hongo. 4. Desarrollo de larvas. 5. Emergencia de avispa. Fuente: (Eskiviski, 2002).

5.1.3.3. Biología

(Eskiviski, 2002), señala que las hembras de *Sirex noctilio*, emergen del interior de la madera, se aparean, escogen un árbol para depositar los huevos atravesando la corteza del mismo. En el lugar seleccionado depositan las esporas del hongo conocido con el nombre de *Amylostereum areolatum* y un mucus fitotóxico, que al actuar conjuntamente puede producir la muerte del árbol. Dicho hongo realiza simbiosis con la plaga en estudio, el mismo que sirve de alimento para las larvas. Las esporas realizan la germinación antes de la eclosión de los huevos, preparando la madera para el desarrollo de las larvas, a continuación se muestra los estadíos de esta plaga:

La larva: Por lo general, cumple con su fase de desarrollo en un año, aunque el periodo puede ser variable, debido a que dependerá de las condiciones climáticas. Las larvas poseen un color blanco – crema, tienen seis patas cortas, pueden llegar a

medir hasta 30 mm. En su desarrollo forman galerías dentro de la madera del árbol infestado.

La **pupa**: Posee un color blanco – crema y al momento que se aproxima la emergencia va tomando la forma y la coloración del adulto.

Las **avispas adultas**: Tienen un cuerpo grande, vigoroso y cilíndrico, pueden medir hasta 4 cm, de color azul metálico con patas de color pardo rojizo. Presentan antenas setáceas, también tienen un aguijón en el extremo del abdomen este utilizado para ovoposición. *S. noctilio* tiene unos órganos especiales para contener las esporas del hongo simbiote asociado.

5.1.3.4. Daños que ocasionan

Los árboles suprimidos por el rodal, son los atacados por esta plaga, una vez que son atacados muestran un cambio de coloración en el follaje de la copa tornándose un color castaño rojizo, comienza en el ápice y después continua por toda la copa (Ipinza & Molina, 1990).

5.1.3.5. Control para combatir *Sirex noctilio*

5.1.3.5.1. Medidas Culturales

- Realizar prácticas de poda y raleo de forma adecuada, con el fin de obtener unos individuos sanos (Lanfranco & Aguilar, 1990) .
- A futuro, realizar una planificación del lugar de nuevas plantaciones con bajo riesgo de infestación de *Sirex noctilio*, a través de un monitoreo mensual plasmando la información en fichas de campo (Lanfranco & Aguilar, 1990).
- Establecer capacitaciones a la comunidad y promover planes de vigilancia en cuanto al ataque de la plaga *S. noctilio* (Lanfranco & Aguilar, 1990). Se puede

colocar arboles de cebo para localizar de manera temprana y mantener una vigilancia periódica de la plaga (Ipinza & Molina, 1990).

5.1.3.5.2. Medidas Biológicas

- Existen varios individuos para combatir a *S. noctilio*, por ejemplo aplicando tres especies de insectos parasitoides del Orden *Hymenoptera* y un nematodo de la familia *Neotylenchidae*, los cuales se describen a continuación:
- *Ibalia leucospoides* (Hockenwarth), (*Hymenoptera-Ibaliidae*) es un “parasitoide que al llegar a su tercer estadio abandona la larva de *Sirex* y completa su crecimiento, se come a la misma larva hospedera. Esta especie es responsable de cifras cercanas al 22 % de control de *Sirex*” (Lanfranco & Aguilar, 1990).
- *Rhyssa persuasoria* (Linnaeus), y *Megarhyssa nortoni* (Cresson), (*Hymenoptera - Ichneumonidae*) son especies que atacan el estadio más avanzado de *Sirex*, cuando las larvas en sus galerías se sitúan a mayor profundidad en el fuste. Estas especies tienen el mismo sistema de ataque, el primero consiste en paralizar la larva mediante la inyección de un veneno y luego depositar un huevo en la superficie de ésta. Las larvas de *Rhyssa* o *Megarhyssa* son ectoparasitoides, ya que se comen a su hospedero y después pueden pupar en el mismo lugar (Lanfranco & Aguilar, 1990).
- El nematodo *B. siricidicola* es un microorganismo que posee dos ciclos de vida: en el primer ciclo se alimenta del hongo depositado por la avispa en los árboles y en el siguiente actúa como parásito dentro del cuerpo de la avispa. Este nematodo parasita a la avispa en sus últimas etapas de desarrollo. Cada larva de la plaga es invadida por varios nematodos, los cuales se reproducen en

el interior hasta que la avispa pupa, pasado un tiempo aproximado de tres semanas, los nematodos migran hacia el aparato reproductor del insecto, produciendo esterilidad en las hembras de *Sirex* (Lanfranco & Aguilar, 1990).

5.1.3.5.3. Medidas Químicas

- Las medidas químicas han sido descartadas, debido a las características biológicas que representa *S. noctilio*. Por otro lado el costo de estas medidas es elevado, con efectos a corto plazo y provocan daños colaterales (Lanfranco & Aguilar, 1990).

5.1.4. Plaga (PL004)

Tabla 14. Taxonomía (PL004)

Nombre científico:	<i>Cardioscarta sp.</i>
Nombre común:	Cigarrita
Reino:	<i>Animalia</i>
Filo:	<i>Arthropoda</i>
Clase:	<i>Insecta</i>
Orden:	<i>Hemiptera</i>
Suborden:	<i>Auchenorrhyncha</i>
Infraorden:	<i>Cicadomorpha</i>
Superfamilia:	<i>Membracoidea</i>
Familia:	<i>Cicadellidae</i> (Latreille, 1802)

Fuente: (Sermeño, 2014). Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Fotografías



Ilustración 8. *Cardioscarta sp.*, estadio adulto (PL004).



Ilustración 9. *Cardioscarta sp.*, estadio ninfal (PL004).

5.1.4.1. Descripción de la especie

Poseen un patrón de color rojizo para los machos y amarillo para las hembras. Por lo general poseen más de un hospedante, esta plaga puede inocular virus y hongos en su hospedante (Hidalgo, Rodríguez, Ricardo, & Ferrás, 1999).

5.1.4.2. Ciclo de vida

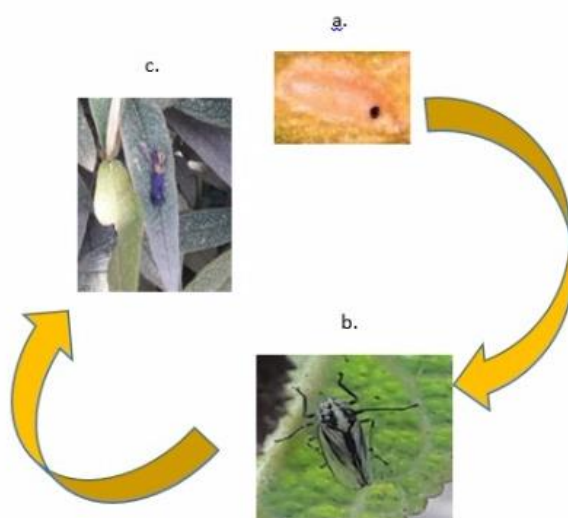


Ilustración 10. Ciclo de vida *Cardios cartea sp.*
A. Huevos. B. Ninfas. C. Adultos. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

5.1.4.3. Biología

(Segnini & Aquiles, 1986), menciona la biología de este tipo de plaga se compone de tres fases principales, a continuación se describen:

Huevos: Tienen una forma alargada, aproximadamente pueden medir 0.3 mm, son ovopositados en la parte posterior de la superficie de la hoja.

Ninfas: El desarrollo ninfal constituye 5 etapas, en cada una de estas la ninfa va creciendo, para alcanzar con su total desarrollo se tarda aproximadamente 9 días, estas no poseen alas y su tamaño es menor que el de la fase adulto. Estas poseen una tonalidad amarilla clara.

Adultos: Pueden medir de 3 a 6 mm, posee estructuras bucales para chupar, alas anteriores con textura uniforme, antenas cortas y setáceas, el pico lo tienen insertado en la cabeza. Las hembras son más grandes que los machos y varían en color.

5.1.4.4. Daños que ocasionan

Este tipo de plagas pueden atacar a varias especies vegetales y forestales, las ninfas y adultos absorben la savia de las hojas y tallos. Debido a esto causan que las hojas se tornen de color amarillento y a su vez impiden el crecimiento de la especie atacada. Si la densidad poblacional de esta plaga aumenta causan decoloración y enroscamiento en las hojas. Pueden alimentarse de las plantas o actuar como vectores de patógenos. Pueden tener varias generaciones por año (Freitag & Sharkey, 2002).

5.1.4.5. Control para combatir a esta plaga

Según (Morales, 2017), menciona las siguientes medidas:

5.1.4.5.1. Medidas culturales

- En la primera etapa de la infestación, se puede realizar una eliminación manual, ya que es rápida e inmediata.
- También es factible la colocación de trampas de feromonas.

5.1.4.5.2. Medidas biológicas

- Se pueden utilizar parásitos, depredadores y entopatógenos para suprimir las plagas. Para la especie de plaga en estudio no existe información acerca del control biológico, sin embargo existe un parasitoide de huevos que ataca a otra especie de Orden: *Hemiptera*, Familia: *Cicadellidae*, que es la avispa *Mymaridae Gaatocerus tuberculifemur* (Virla, Logarzo, Jones, & Triapitsyn, 2009).

- En otra investigación para otra especie perteneciente a Orden: *Hemíptera*, Familia: *Cicadellidae*, se halló a *Anagrus sp.*, que un parasitoide ovífago que actúa como controlador biológico (A. González, Cave, Pitty, & Río, 2012).
- Según (Benavides, 2010), se pueden utilizar el hongo entopatógeno: *Beauveria bassiana*, , se ha comprobado que causa mortalidad en cicadélidos.

Este hongo se puede encontrar en una presentación sólida (polvo) para su comercialización. Este hongo es capaz de parasitar a varias especies de plagas causándoles la enfermedad blanca de la muscardina. La dosis adecuada es de 1 kg por hectárea, se debe aplicar el producto granulado y posteriormente realizar un riego, para ello el agua debe ser limpia con un pH de 6 y 7, a su vez es necesario aplicar el producto en primeras horas de la mañana o en las últimas horas del día, de esta manera se evita que el hongo se exponga a condiciones de radiación y temperatura (FENEC S.A., 2013).

5.1.5. Controlador Biológico (CB001)

Mediante el muestreo de las plagas se identificó a un espécimen que posee una función como controlador biológico, a continuación se describe:

Tabla 15. Taxonomía (CB001)

Nombre científico:	<i>Hemorobius hageni</i>
Nombre común:	<i>Crisopa Marrón</i>
Reino:	<i>Animalia</i>
Phylum:	<i>Arthropoda</i>
Superclase:	<i>Hexápoda</i>
Clase:	<i>Insecta</i>
Orden:	<i>Neuroptera (plannipenia)</i>
Super familia:	<i>Hemerobiodea</i>
Familia:	<i>Hemerobiidae</i>

Género:	<i>Hemerobius</i>
Especie:	<i>hageni</i>

Fuente: (Salvatierra, 2011). Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Fotografías

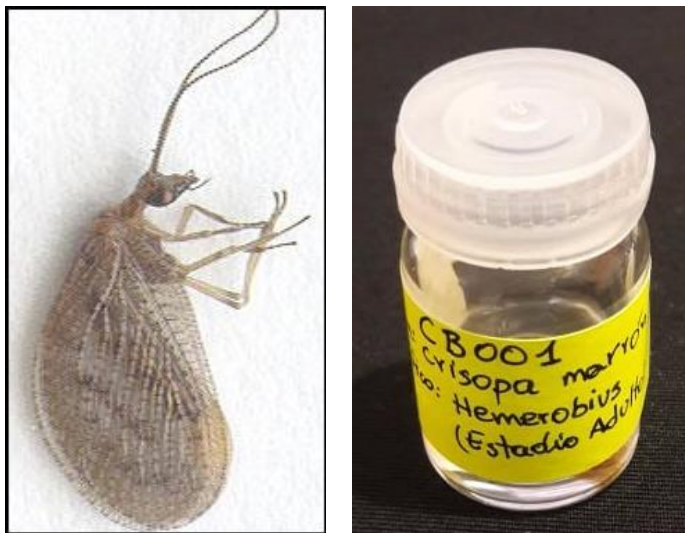


Ilustración 11. Controlador biológico *Hemerobius hageni*, estadio adulto (CB001).

5.1.5.1. Descripción de la especie

Según (Salvatierra, 2011), menciona los integrantes de la familia *Hemerobiidae* poseen un tamaño mediano, por lo general el color de su cuerpo es de tonalidad marrón a negro y con unas pequeñas manchas amarillas. Las larvas se alimentan de pulgones. Esta especie se alimenta de áfidos como: (*Aphis spiraecola*, *Toxoptera aurantii* y *Aphis gossypii*) y chanchitos blancos (*Pseudococcus citri*), también se alimentan de ácaros.

5.1.5.2. Ciclo de vida

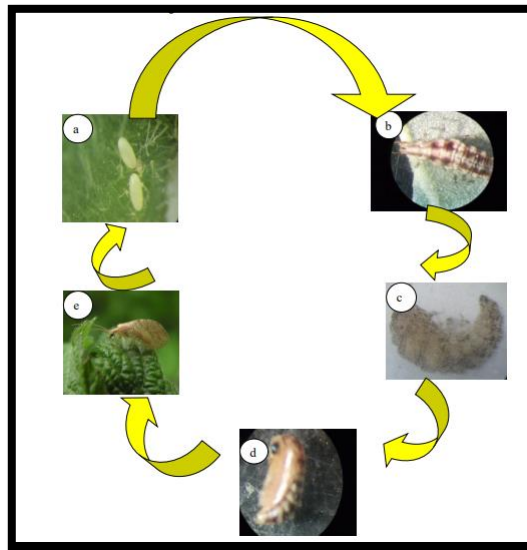


Ilustración 12. Ciclo de vida de Hemerobius hageni.
A. Huevos. B. Larva. C. Pre pupa. D. Pupa. E. Adulto. Fuente: (Salvatierra, 2011)

5.1.5.3. Biología

(Salvatierra, 2011), describe la biología de este depredador:

Los **huevos**: “Son de forma ovalada, poseen un tamaño inferior a 1 mm, al inicio son de color blanco después se tornan de color grisáceo. Son puestos en el envés de la hoja” (Salvatierra, 2011).

La **larva**: “Posee una forma alargada con un engrosamiento en la parte central del cuerpo, puede llegar a medir de 6 a 8 mm, tiene un color entre gris y pardo, presenta patas. Esta larva al nacer ya puede alimentarse con facilidad de su presa, es por ello que posee aparato bucal con mandíbulas en forma curvada para perforar e inyectar veneno paralizante en sus víctimas” (Salvatierra, 2011).

Pre pupa: “Teje un capullo esférico y compacto de seda blanquecina en lugares protegidos de la planta y pupa. En este estadio también son

predadores, no existen presas disponibles, se comen entre la misma especie” (Salvatierra, 2011).

Pupa: “Posee un color marrón, esta etapa puede durar de 9 a 14 días en verano” (Salvatierra, 2011).

Adulto: “El adulto emerge de un orificio circular, son de tamaño mediano, con un color entre marrón y negro con manchas amarillas por el cuerpo, posee un aparato bucal y antenas de color pardo. Son activos voladores” (Salvatierra, 2011).

5.1.5.4. Control biológico

La especie *H. hageni*, es un activo controlador biológico de áfidos y ácaros generalmente. Es controlador del áfido de la especie *Myzaphis rosarum*, obtenidos del quinal (*Polylepis. sp.*). Es utilizado para combatir este tipo de plagas debido a su eficacia, ya que son grandes depredadores. Esta especie es la más conocida en Sudamérica (Salvatierra, 2011).

5.2. Identificación de Enfermedades y su respectivo control

A nivel de 3 460 y 4 200 msnm, se identifican 1 enfermedad, existente dentro del área muestreada en T.T.P las cuales se describen a continuación:

5.2.1. *Peronospora spp.*

(Soto, 2013), menciona que *Polylepis racemosa* se ve afectado por una enfermedad fungosa, causada principalmente por la *Peronospora*; la cual perturba principalmente a la parte foliar, volviéndola de color amarillo, deshidratándola para luego secarla y finalmente matar a la planta.

Tabla 16. Taxonomía *Peronospora* spp.

Nombre común:	Mildiu vellosa
Nombre científico:	<i>Peronospora sparsa</i>
Clase:	<i>Oomycetes</i>
Orden:	<i>Peronosporales</i>
Familia:	<i>Peronosporaceae</i>
Género:	<i>Peronospora</i>
Especie:	<i>sparsa</i>

Fuente: (Yugsi, 2016). Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Fotografía



Ilustración 13. Enfermedad *Peronospora sparsa*.

5.2.1.1. Características morfológicas

Se define por poseer micelio intercelular en el tejido del hospedante; tiene esporangios coloreados y lisos, producidos en los ápices de los esporangioforos erectos. El pseudohongo se reproduce de manera asexual a través de oosporas (Yugsi, 2016).

5.2.1.2. Mecanismo de infección

Peronospora sparsa, invade al hospedante de manera directa a través de la cutícula y la epidermis, se alimenta de las células. Las condiciones en que el hongo se desarrolla, es cuando existe humedad, este patógeno es capaz de empezar su infección a temperaturas bajas (5°C) (Yugsi, 2016).

5.2.1.3. Síntomas

La infección de este hongo está limitada en los ápices jóvenes. En el follaje se desarrollan manchas irregulares con tonalidad amarillenta. Los esporangios le dan una apariencia vellosa de tonalidad clara, esto puede aparecer en el envés de las hojas (Yugsi, 2016).

5.2.1.4. Control para la enfermedad

5.2.1.4.1. Medidas culturales

- Se recomienda destruir el material infectado como tallos, hojas y flores que presenten la sintomatología (Yugsi, 2016).

5.2.1.4.2. Medidas químicas

- Fungicida (Cymoxanil + Metiram), “evita la instalación de patógeno al impedir la respiración del hongo, la biosíntesis de aminoácidos evita que se dé la enfermedad cuando esta se encuentra en sus primeras fases de desarrollo. Metiram por otro lado protege la planta desde el exterior con múltiples mecanismos de acción, lo cual no permite que el hongo forme resistencia al producto” (Yugsi, 2016).

Para aplicar este producto es necesario cubrir todo el árbol, la dosis recomendada es de 1,25 kg por hectárea, fumigar con una descarga de agua de

1 000 hasta 2 000 litros por hectárea, es necesario aplicarlo cada 7 o 10 días (Yugsi, 2016).

- El ácido fosforoso (H_3PO_3) y su sal (fosfito) contiene concentración de P (39 %) más altas que los fertilizantes fosfatados (32 %) basados en ácido fosfórico (H_3PO_4). Las sales de fosfito son generalmente más solubles que las sales análogas de fosfato. Los fosfitos potásicos actúan como fungicidas sistémicos con buena actividad contra enfermedades causadas por hongos pertenecientes al orden *Peronosporales*, particularmente multitud de enfermedades de raíz y cuello de la planta causadas por *Phytophthora spp* (Yugsi, 2016).

Se prepara 50 litros de fosfito de potasio en 40 litros de agua, se deja fermentar por 20 días; una vez cumplido este periodo se agita y se coloca en los individuos enfermos dos veces por semana (Yugsi, 2016).

5.2.1.4.3. Medidas biológicas

- Según (León & Huaca, 2011), describe el control biológico adecuado para la enfermedad *Peronospora*, es a través de la utilización de fungicidas a base de hongos de las especies *Bacillus spp*.

La dosis necesaria para aplicar este fungicida biológico es de 2 litros por hectárea cada 15 días. Según el estadio de la plantación, se puede preparar con las siguientes concentraciones del fungicida biológico: para un control preventivo es necesario utilizar de 0,1 – 0,5 ml de la suspensión de *Bacillus* en 1 litro de agua ; para un control curativo se necesita 0,8 – 1 ml de la suspensión de *Bacillus* en 1 litro de agua y finalmente para erradicar la enfermedad se utiliza de 1,2 – 1,5 ml ml de la suspensión de *Bacillus* en 1 litro de agua (León & Huaca, 2011).

5.3.Diseño Experimental

Para llevar a cabo el diseño experimental se utilizó un análisis ANOVA y una prueba de Fisher con el programa estadístico Minitab.

Tabla 17. Diseño Experimental

BLOQUES	TRATAMIENTOS			
	PL001	PL002	PL003	PL004
Parcela 1	90	100	110	140
Parcela 2	85	90	85	130

Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

En este diseño experimental se tomaron como bloques a las dos parcelas estudiadas y como tratamientos las cuatro especies de plagas identificadas.

5.3.1. ANOVA de plagas y parcelas

Hipótesis nula	Existe la misma incidencia de plagas en las dos parcelas
Hipótesis alterna	No existe la misma incidencia de plagas en las dos parcelas
Nivel de significancia	$\alpha = 0,05$

Tabla 18. Factores de ANOVA

Factor	Niveles	Valores
Factor	4	PI001; PI002; PI003; PI004

Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Tabla 19. Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Factor	3	2712,5	904,2	8,51	0,033
Error	4	425,0	106,2		
Total	7	3137,5			

Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

A través del análisis ANOVA, se obtuvo una diferencia estadísticamente significativa $p < 0,05$; lo cual indica que la incidencia de plagas es diferente en cada parcela de estudio, de esta forma se rechaza la Hipótesis nula. Además se realizó la prueba de Fisher (F), la cual confirmó el rechazo de la Hipótesis nula.

Tabla 20. Comparaciones en parejas de Fisher, agrupar información utilizando el método LSD de Fisher y una confianza de 95 %.

Factor	N	Media	Agrupación
PL004	2	135,00	A
PL003	2	97,5	B
PL002	2	95,00	B
PL001	2	87,50	B

Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Al realizar el análisis de comparaciones en parejas de Fisher entre los factores (cantidad de plagas), se obtuvo que la media de *Cardioscarta sp.* (PL004) es significativamente diferente a la media de las plagas *Sirex noctilio* (PL003), *Mocis latipes* (PL002) y *Agelastica alni* (PL001).

5.4. Correlación Lineal entre cantidad de plagas y variables por parcela

Se realizó un análisis de correlación lineal entre la cantidad de individuos identificados de cada especie de plaga y cada variable (DAP, altura, copa, área basal, volumen) para cada piso altitudinal.

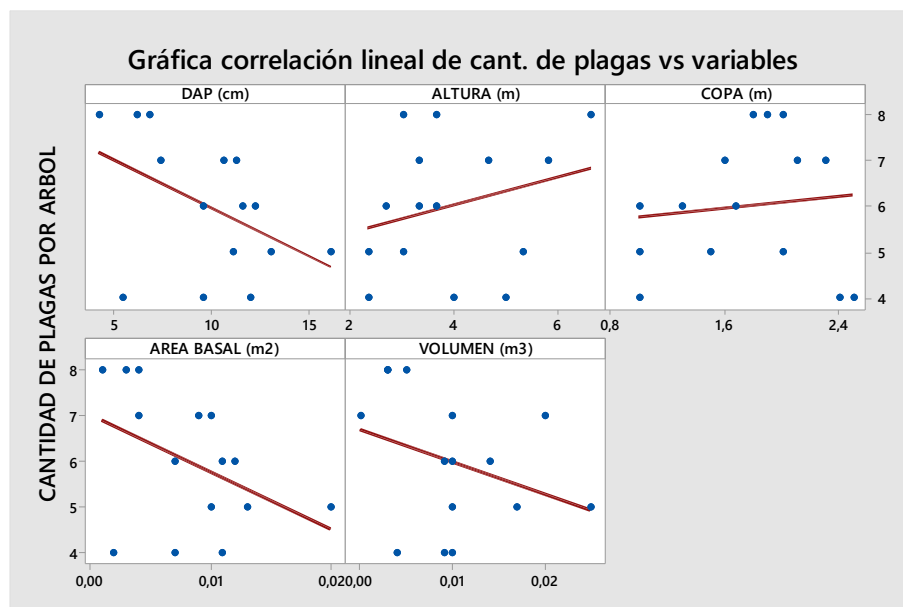
Tabla 21. Correlación lineal de Parcela 1, plaga PL001

Variables	Cantidad de Plagas PL001	
	Correlación de Pearson	Valor P
DAP (cm)	-0,461	0,084
ALTURA (m)	0,268	0,335

COPA (m)	0,107	0,705
AREA BASAL (m2)	-0,426	0,113
VOLUMEN (m3)	-0,329	0,231

Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Figura 7. Correlación lineal de parcela 1, plaga PL001 vs Variables



Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

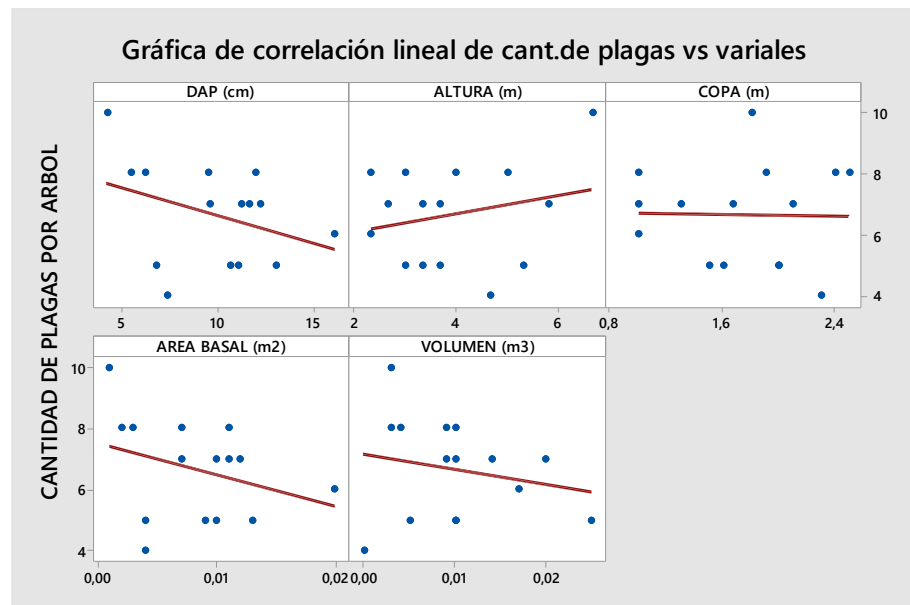
En el análisis de correlación lineal de Pearson, se obtuvo que las variables DAP, área basal y volumen tienen una relación negativa débil en cuanto a la cantidad de la plaga (PL001). Mientras que para las variables altura y copa la relación existente es positiva débil, los datos obtenidos se observan en la Tabla 16.

Tabla 22. Correlación lineal de Parcela 1, plaga PL002

Variables	Cantidad de Plagas PL002	
	Correlación de Pearson	Valor P
DAP (cm)	-0,358	0,190
ALTURA (m)	0,232	0,406
COPA (m)	-0,018	0,948
AREA BASAL (m2)	-0,319	0,247
VOLUMEN (m3)	-0,207	0,458

Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Figura 8. Correlación lineal de parcela 1, plaga PL002 vs Variables



Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

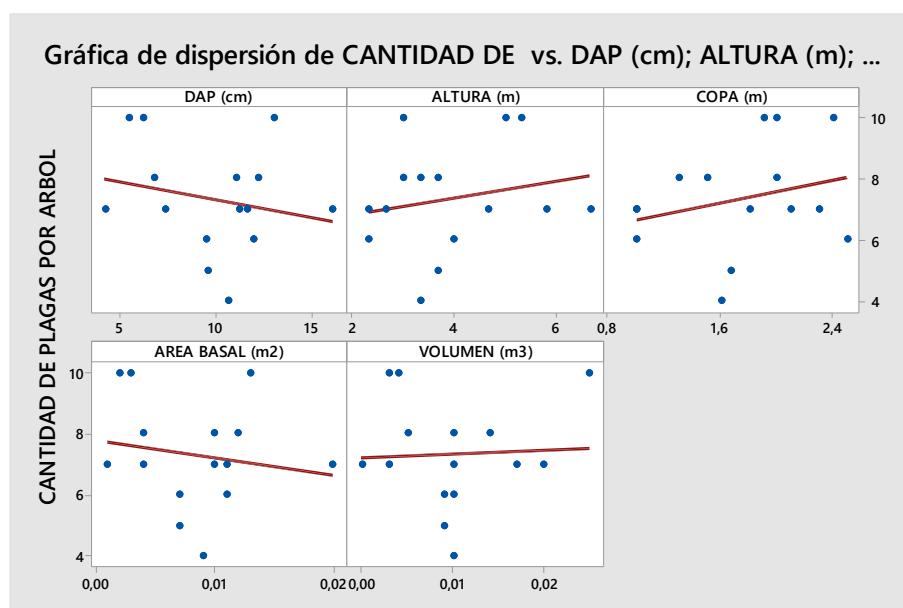
En el análisis de correlación lineal de Pearson, se obtuvo que las variables DAP, copa, área basal y volumen tienen una relación negativa débil en cuanto a la cantidad de la plaga (PL002). Mientras que para la variable altura la relación existente es positiva débil, los datos obtenidos se observan en la Tabla 17.

Tabla 23. Correlación lineal de Parcela 1, plaga PL003

Variables	Cantidad de Plagas PL003	
	Correlación de Pearson	Valor P
DAP (cm)	-0,217	0,436
ALTURA (m)	0,208	0,457
COPA (m)	0,272	0,327
AREA BASAL (m2)	-0,164	0,559
VOLUMEN (m3)	0,050	0,861

Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Figura 9. Correlación lineal de parcela 1, plaga PL003 vs Variables



Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

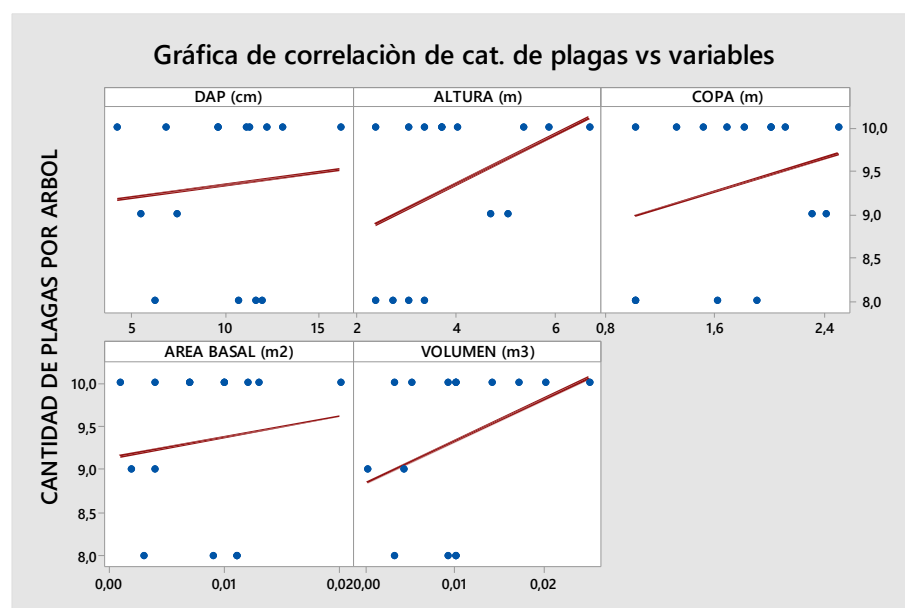
En el análisis de correlación lineal de Pearson, se obtuvo que las variables DAP y área basal tienen una relación negativa débil en cuanto a la cantidad de la plaga (PL003). Mientras que para las variables altura, copa y volumen la relación existente es positiva débil, los datos obtenidos se observan en la Tabla 18.

Tabla 24. Correlación lineal de Parcela 1, plaga PL004

Variables	Cantidad de Plagas PL004	
	Correlación de Pearson	Valor P
DAP (cm)	0,107	0,705
ALTURA (m)	0,417	0,122
COPA (m)	0,265	0,339
AREA BASAL (m2)	0,137	0,627
VOLUMEN (m3)	0,365	0,181

Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Figura 10. Correlación lineal de parcela 1, plaga PL004 vs Variables



Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

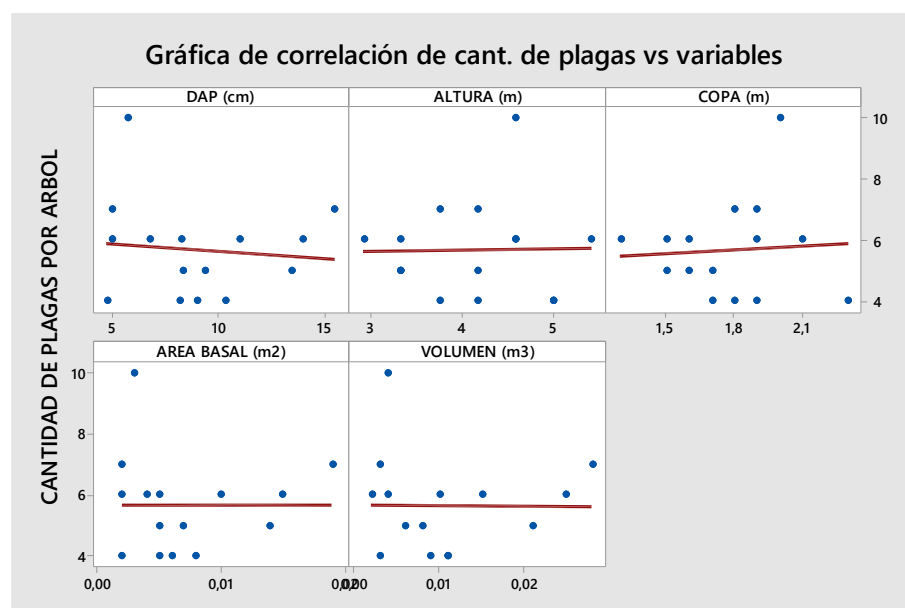
En el análisis de correlación lineal de Pearson, se obtuvo que las variables DAP, altura, copa, área basal y volumen tienen una relación positiva débil en cuanto a la cantidad de la plaga (PL004), los datos obtenidos se observan en la Tabla 19.

Tabla 25. Correlación lineal de Parcela 2, plaga PL001

Variables	Cantidad de Plagas PL001	
	Correlación de Pearson	Valor P
DAP (cm)	-0,097	0,731
ALTURA (m)	0,016	0,954
COPA (m)	0,064	0,821
AREA BASAL (m2)	0,006	0,984
VOLUMEN (m3)	-0,015	0,959

Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Figura 11. Correlación lineal de parcela 2, plaga PL001 vs Variables



Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

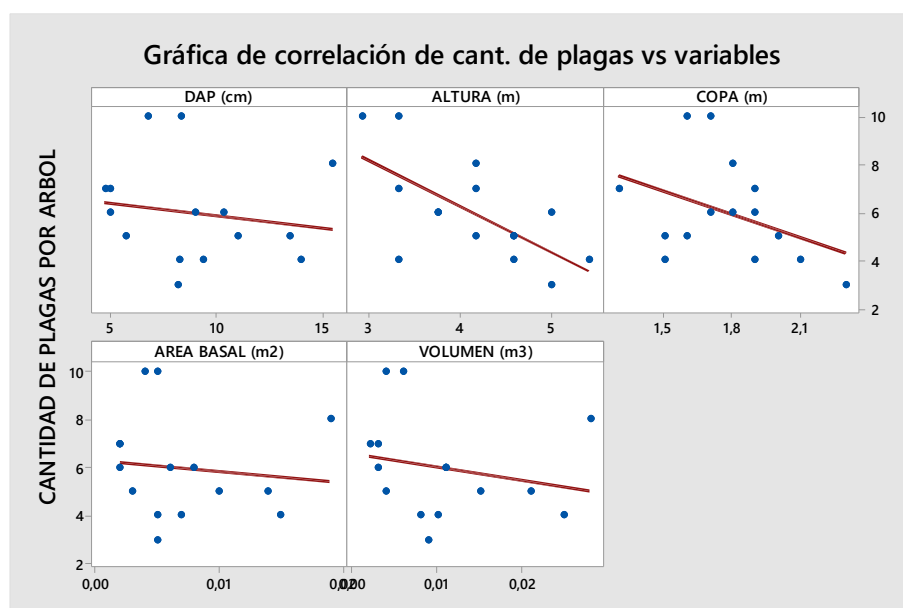
En el análisis de correlación lineal de Pearson, se obtuvo que las variables altura, copa y área basal tienen una relación positiva débil en cuanto a la cantidad de la plaga (PL001). Mientras que las variables DAP y volumen poseen una relación negativa débil los datos obtenidos se observan en la Tabla 20.

Tabla 26. Correlación lineal de Parcela 2, plaga PL002

Variables	Cantidad de Plagas PL002	
	Correlación de Pearson	Valor P
DAP (cm)	-0,170	0,545
ALTURA (m)	-0,658	0,008
COPA (m)	-0,395	0,145
AREA BASAL (m2)	-0,117	0,677
VOLUMEN (m3)	-0,215	0,442

Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Figura 12. Correlación lineal de parcela 2, plaga PL002 vs Variables



Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

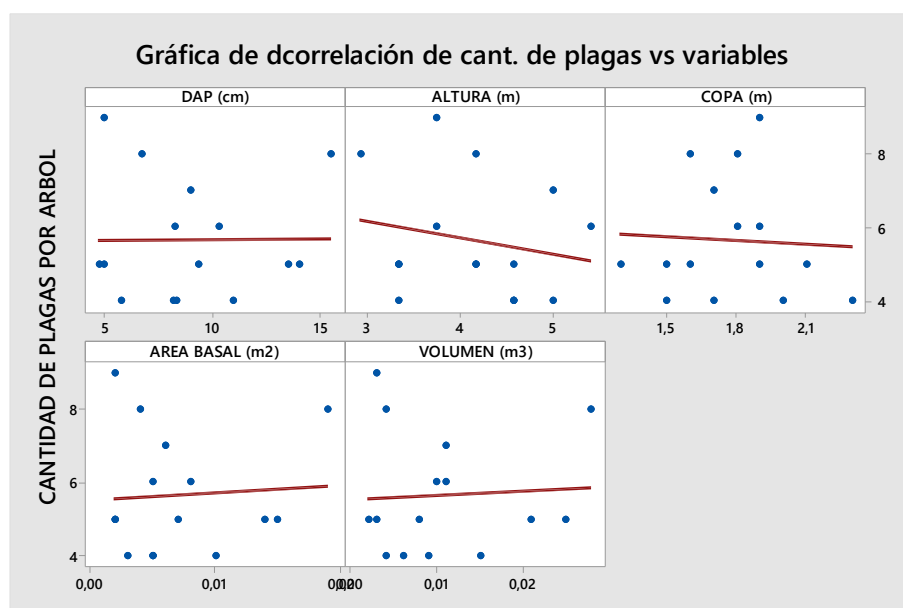
En el análisis de correlación lineal de Pearson, se obtuvo que todas las variables tienen una relación negativa débil en cuanto a la cantidad de la plaga (PL002), los datos obtenidos se observan en la Tabla 21.

Tabla 27. Correlación lineal de Parcela 2, plaga PL003

Variables	Cantidad de Plagas PL003	
	Correlación de Pearson	Valor P
DAP (cm)	0,004	0,990
ALTURA (m)	-0,206	0,462
COPA (m)	-0,057	0,841
AREA BASAL (m2)	0,064	0,820
VOLUMEN (m3)	0,055	0,846

Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Figura 13. Correlación lineal de parcela 2, plaga PL003 vs Variables



Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

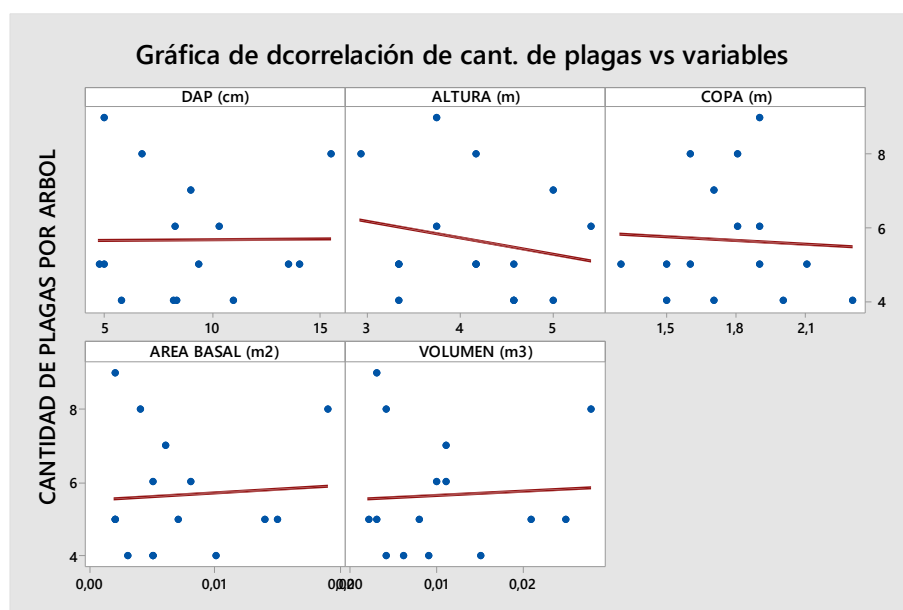
En el análisis de correlación lineal de Pearson, se obtuvo que las variables altura y copa tienen una relación negativa débil en cuanto a la cantidad de la plaga (PL003). Mientras que las variables DAP, área basal y volumen poseen una relación positiva débil los datos obtenidos se observan en la Tabla 22.

Tabla 28. Correlación lineal de Parcela 2, plaga PL004

Variables	Cantidad de Plagas PL004	
	Correlación de Pearson	Valor P
DAP (cm)	0,382	0,160
ALTURA (m)	-0,220	0,432
COPA (m)	0,181	0,519
AREA BASAL (m2)	0,335	0,223
VOLUMEN (m3)	0,284	0,306

Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

Figura 14. Correlación lineal de parcela 2, plaga PL004 vs Variables



Fuente: Datos de campo. Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

En el análisis de correlación lineal de Pearson, se obtuvo que la variable altura tiene una relación negativa débil en cuanto a la cantidad de la plaga (PL003). Mientras que las variables DAP, copa, área basal y volumen poseen una relación positiva débil los datos obtenidos se observan en la Tabla 23.

5.5. Análisis Estadístico de Encuestas

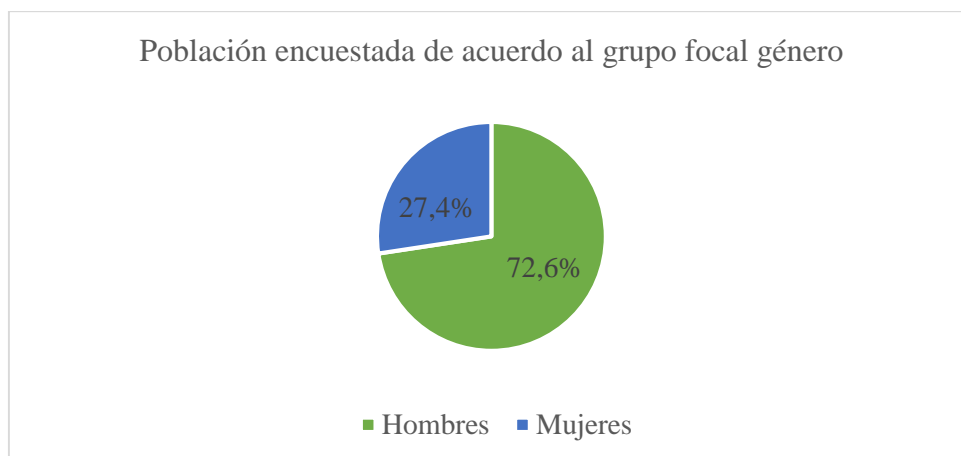
Mediante la aplicación de una encuesta se determinó el conocimiento sobre la especie de *Polylepis racemosa* en el área T.T.P

5.5.1. Descripción de los grupos focales

Las encuestas se aplicaron durante un día, a partir de las 12 pm hasta las 4pm del sábado 25 de agosto, día en el que los pobladores se encontraron en una asamblea para la inauguración de un espacio público. Se realizó este proceso el día ya mencionado, debido a que se encontró la mayor cantidad de pobladores para recopilar información requerida.

5.5.1.1. Género

Figura 15. Población encuestada de acuerdo al grupo focal género.



Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

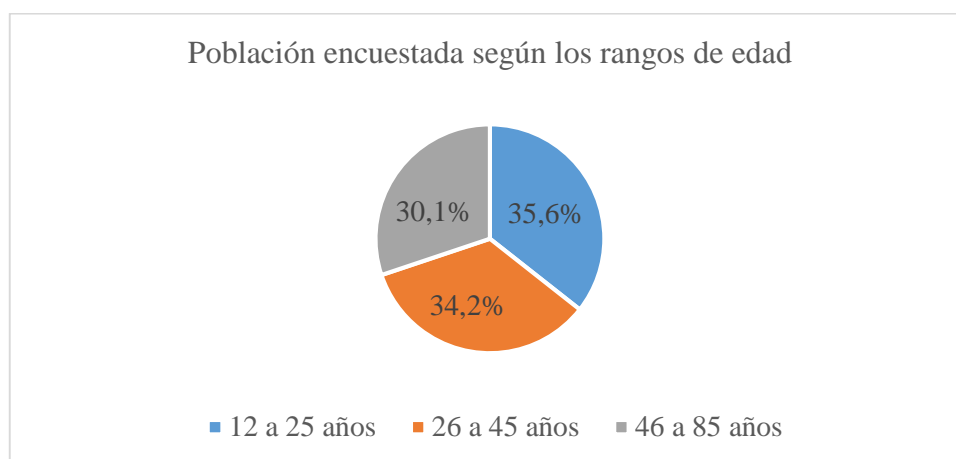
La figura, indica que el 72,6 % (53 personas) de los encuestados son hombres y el 27,4 % (20 personas), corresponde a mujeres, lo que señala que el género masculino predomina frente al femenino, debido a que los hombres realizan su trabajo en el campo y por ende el contacto con la especie estudiada es frecuente.

Nota: El tamaño de muestra obtenido fue de 108 personas para realizar las encuestas propuestas del área de estudio, del cual el 68 % (73 personas) colaboraron con la información ancestral comprendida en la encuesta.

5.5.1.2. Edad

En la figura 23, pertenece a la población encuestada de acuerdo a los rangos de edad.

Figura 16. Población encuestada según los rangos de edad.



Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

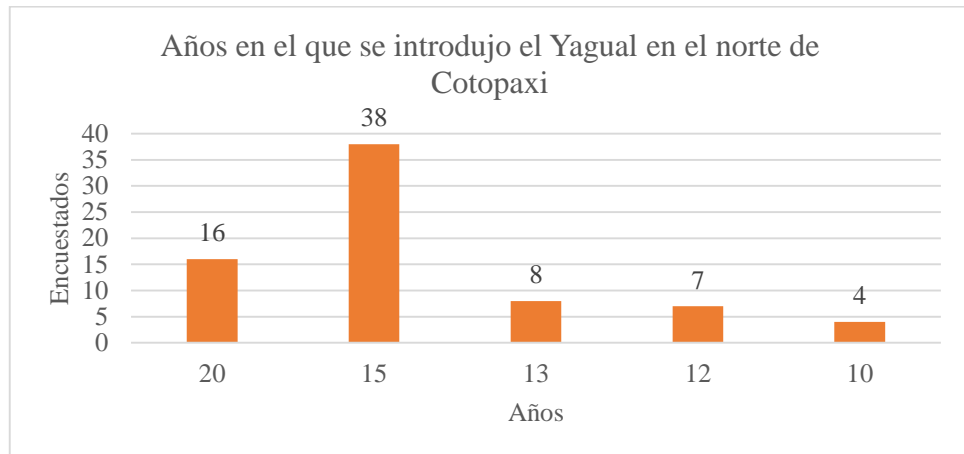
La figura, demuestra que las edades de los encuestados fueron a partir de los 12 años hasta los 85 años, los cuales fueron divididos en rangos de: 12 a 25 años, obteniendo un porcentaje de 35,6 %; siendo la mayor cantidad de informantes, por otro lado el 30,1 % corresponde al rango de 46 a 85 años, siendo el porcentaje más bajo, debido a que son personas de tercera edad por ende la mayoría no realiza trabajos de campo.

5.5.2. Resultado de la encuestas por edades

1. Hace cuantos años piensa usted que se introdujo el yagual peruano (*Polylepis racemosa*) en el norte de Cotopaxi.

En la siguiente figura, se presenta el año en que se introdujo el yagual peruano en el norte de Cotopaxi de acuerdo a las encuestas realizadas.

Figura 17. Años en el que se introdujo el Yagual en el norte de Cotopaxi.



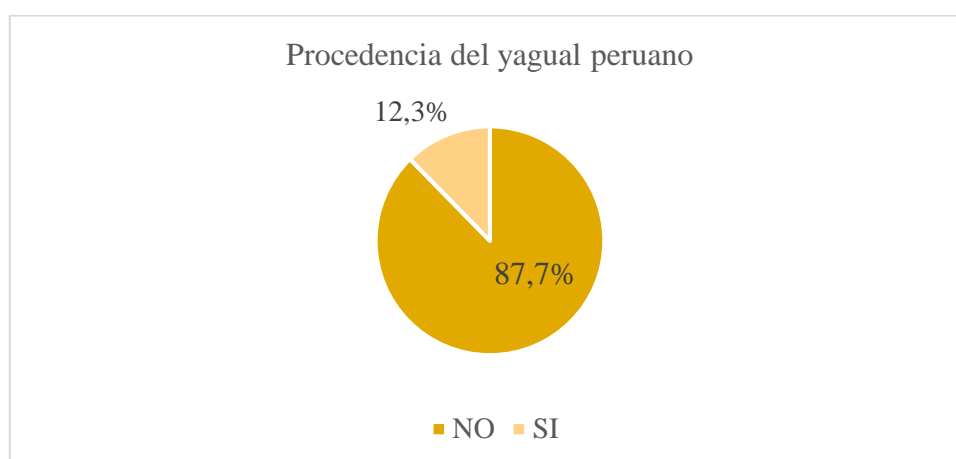
Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

La figura 24, muestra el número de años aproximados en el que se introdujo el yagual peruano en el norte de Cotopaxi, de esta manera se determinó que hace 15 años esta especie fue introducida y plantada como cerca viva para la protección de cultivos, a partir de 38 encuestas realizadas que afirman su año de introducción; esta información es relevante ya que no está disponible en bibliografía.

2. De dónde sabe usted que trajeron al yagual peruano (*Polylepis racemosa*).

La siguiente figura, presenta la procedencia del yagual peruano en el norte de Cotopaxi.

Figura 18. Procedencia del yagual peruano.



Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

La figura 25, presenta el origen de *Polylepis racemosa* en el norte de Cotopaxi, las encuestas realizadas en base al conocimiento de la procedencia de dicha especie, muestran que el 87,7 % desconocen de su verdadero origen, sin embargo solo el 12,3 % de las personas encuestadas saben específicamente de donde fue traído *Polylepis racemosa*.

Nota: Esta comunidad tiene conocimiento de que esta especie fue entregada por ONG's.

3. Usted posee viveros con el yagual peruano

SI... NO...

Si la respuesta es SI continúe la siguiente pregunta, en caso de ser No, pase a la pregunta número 6.

En la figura 26, se indica de acuerdo a la encuesta, si los pobladores poseen viveros con yagual peruano.

Figura 19. Pobladores que poseen viveros con yagual peruano.



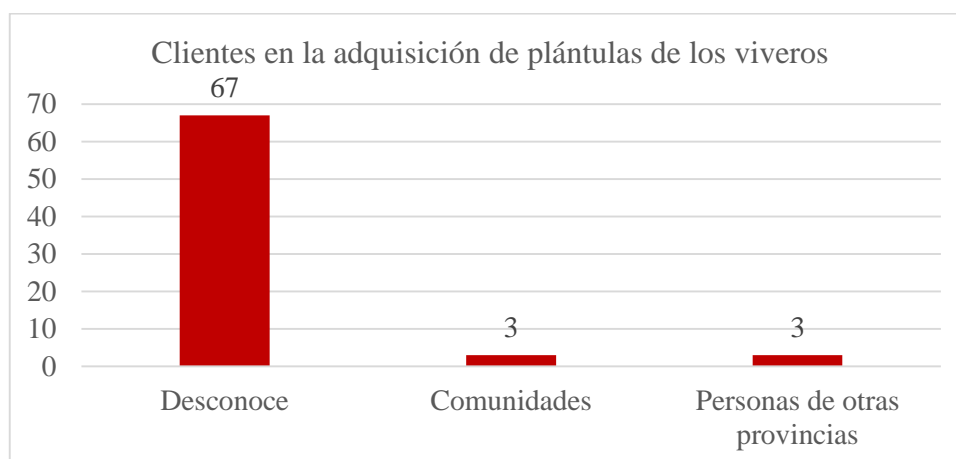
Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

La figura, señala que la mayor cantidad de pobladores no posee viveros con yagual peruano obteniendo así un 90,4 % a partir de las encuestas realizadas, debido a que dentro de su propiedad solo tiene los alimentos necesarios para su subsistencia, el 9,6 % restante indica que posee viveros con dicha especie para así obtener una mejor economía para su hogar.

4. Quiénes han sido los clientes en la adquisición de plántulas de la producción en sus viveros.

En la figura 27, se demuestra el tipo de personas que adquieren las plántulas de los viveros, si los pobladores poseen viveros con yagual peruano.

Figura 20. Clientes en la adquisición de plántulas de los viveros.



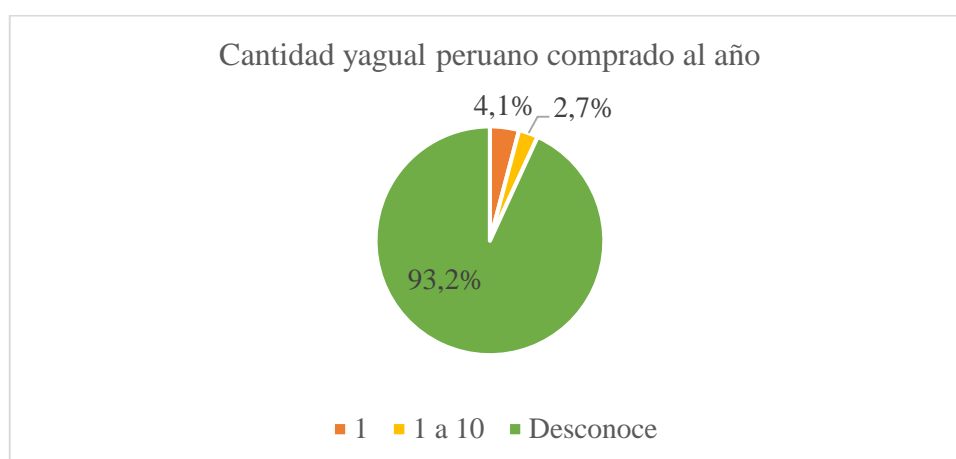
Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

La figura, presenta el tipo de clientes que adquieren la especie de los viveros, se visualiza que de las 73 personas encuestadas, 67 personas desconocen el tipo de clientes que adquieren las plántulas. Sin embargo de las 6 personas encuestadas restantes, 3 personas tienen conocimiento de los clientes son pobladores de la comunidad, mientras que los otros 3 provienen de otras provincias.

5. En qué cantidad se compra la especie yagual peruano por año.

En la figura 28, presenta en que cantidad se compra la especie yagual peruano al año.

Figura 21. Cantidad yagual peruano comprado al año.



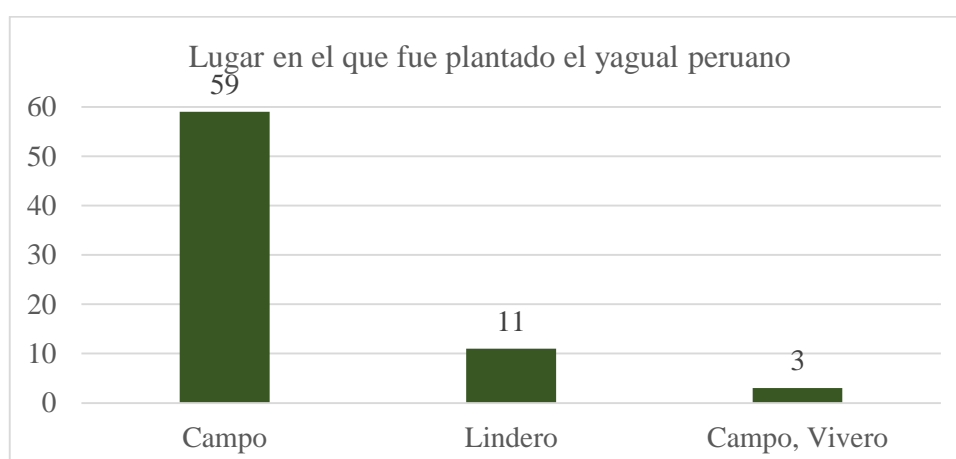
Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

En la figura, se identifica que un porcentaje alto de personas desconocen la cantidad de compras que se realiza sobre el yagual peruano por la forma en que se encuentran distribuidos dentro de la comunidad, siendo este el 93,2 % (68 personas), en cuanto al 4,1 % (3 personas) afirman que se han comprado una especie por año.

6. En qué lugares se plantó el yagual peruano

En la figura 29, se muestra los lugares en el que fue plantado el yagual peruano.

Figura 22. Lugar en el que fue plantado el yagual peruano.



Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

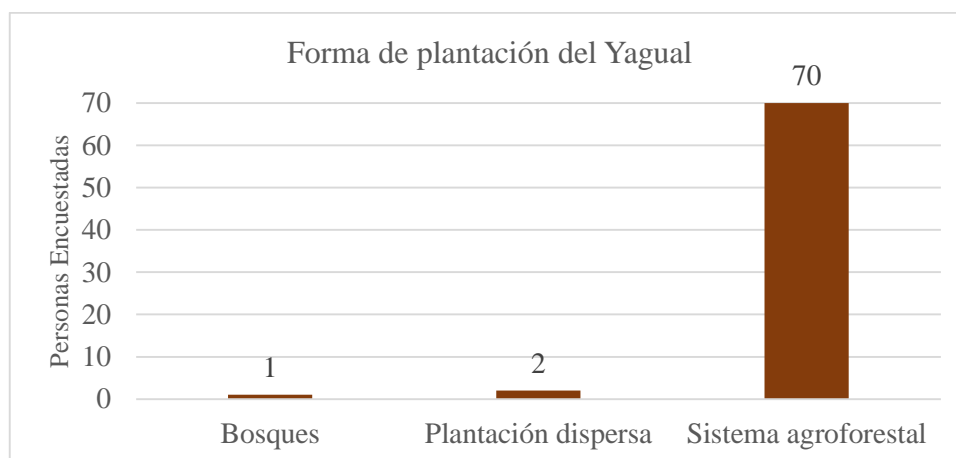
En base a la información de los encuestados, se presenta los lugares en donde han sido plantados los árboles de yagual, teniendo así, que existe una mayor plantación en el campo, a diferencia del lindero y campo – viveros, los cuales se presenta en menor cantidad.

7. En qué forma fue plantado el Yagual (*Polylepis racemosa*), elija la respuesta.

- Bosques
- Plantación dispersa
- Sistema agroforestal
- Otra (indique)

La figura 30, contiene la forma en que se ha plantado el Yagual.

Figura 23. Forma de plantación del Yagual.



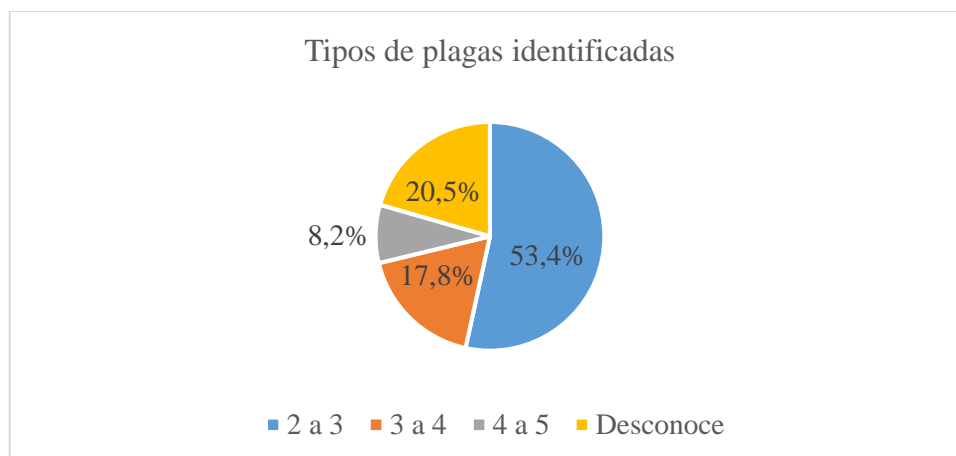
Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

La figura, represente que 70 personas encuestadas de las 73 han plantado el yagual peruano como un sistema agroforestal, con la finalidad de orientar a una mejor producción mediante le conjunto de especies vegetales, procurando que la productividad sea permanente y sostenible.

8. Cuántos tipos de plagas ha identificado.

En la figura 31, contiene el o los tipos de plagas que se han identificado en el Yagual.

Figura 24. Tipos de plagas identificadas.



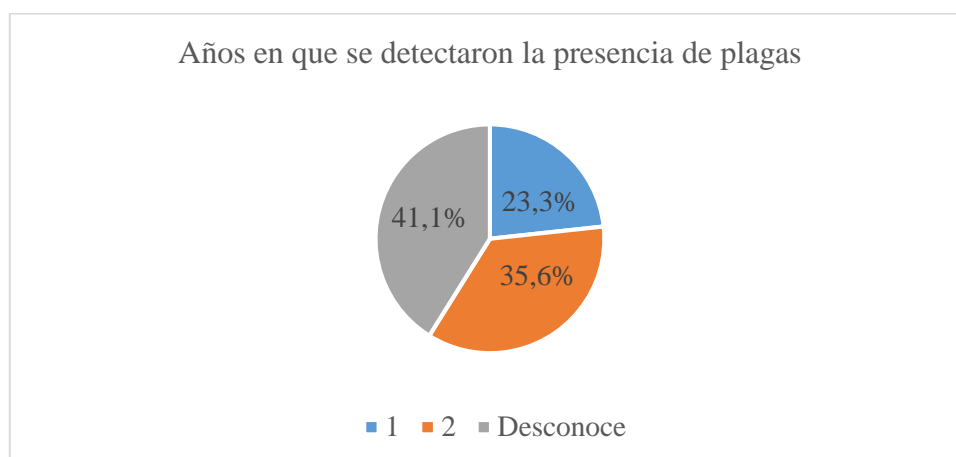
Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

La figura, establece la cantidad de plagas identificadas en la especie, el 53,4 % (39 personas) pertenece al porcentaje más alto que ha logrado identificar las plagas que atacan al yagual en cantidad de 2 a 3, el 20,5 % (15 personas) desconocen la cantidad de plagas que se han manifestado en yagual peruano.

9. Desde cuándo se detectaron las plagas.

En la figura 32, se presenten los años aproximados en que las plagas han sido detectadas en yagual peruano.

Figura 25. Años en que se detectaron la presencia de plagas.



Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

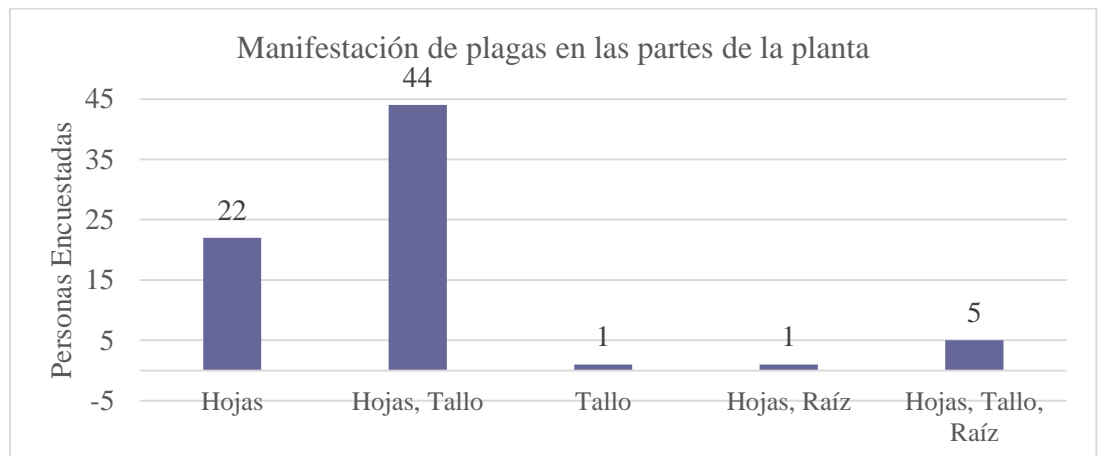
La figura, representa los posibles años en que se detectaron las plagas, obteniendo así el 41,1 % (30 personas) desconoce de el o los años de aparición de las plagas, mientras que entre el 23,3 % y el 35,6 % (17 a 26 personas) afirman que las plagas se han detectado hace 1 y 2 años aproximadamente.

10. Mencione en qué parte de planta ha observado las plagas.

- Hojas
- Tallo
- Raíces
- Otros. (indicar)

En la figura 33, se indica en que partes de la planta se dio la manifestación de las plagas.

Figura 26. Manifestación de plagas en las partes de la planta.



Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

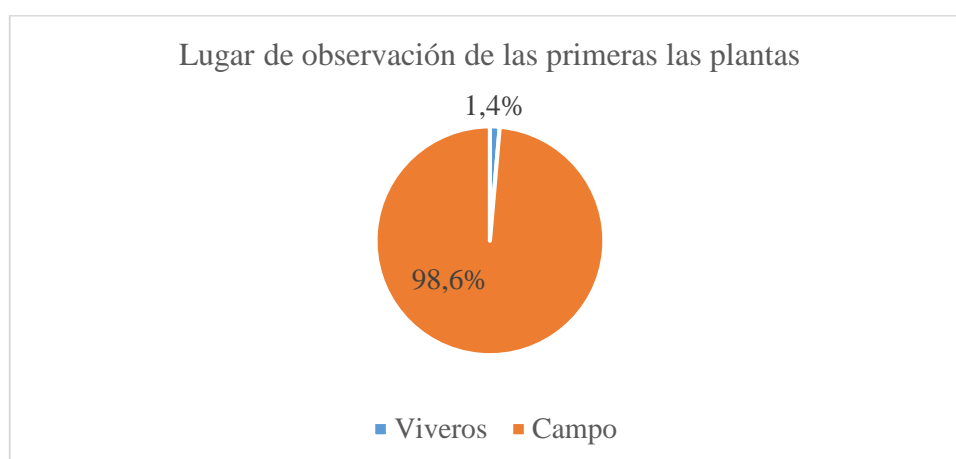
La figura, evidencia que los pobladores han logrado visualizar la manifestación de plagas en: hojas, hojas – tallo, lo cual afirman la información de las personas encuestadas en una cantidad de 22 a 44 de personas, lo que indica que dichas plagas son visuales a simple vista, por lo tanto, las personas restantes han logrado identificar las manifestación de las mismas en: tallo, hojas – raíz, hojas – tallo – raíz.

11. En qué lugar se observó primero las plantas.

- Viveros
- Campo

En la figura 34, corresponde al sitio en que fueron observadas las plantas.

Figura 27. Lugar de observación de las primeras las plantas.



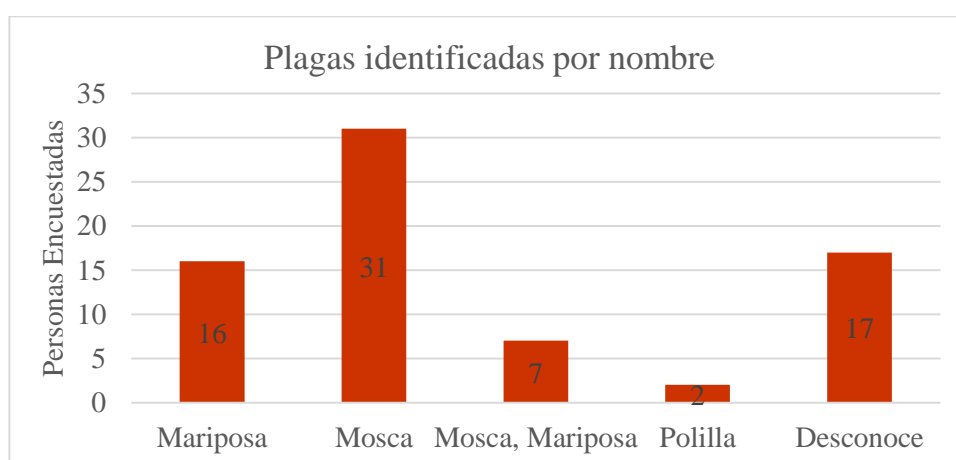
Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

La figura, refiere al lugar en que se observó en primera instancia la plantación de yagual peruano, el cual corresponde al campo con 98,6 %, el 1,4 % corresponde a viveros, lo que indica que algunos pobladores tomen muestras de la especie en campo con la finalidad de sembrarlas, permitiendo su desarrollo y mantener la especie.

12. Con qué nombre usted ha identificado las plagas.

La figura 35, demuestra con que nombre los pobladores han identificados las plagas.

Figura 28. Plagas identificadas por nombre.



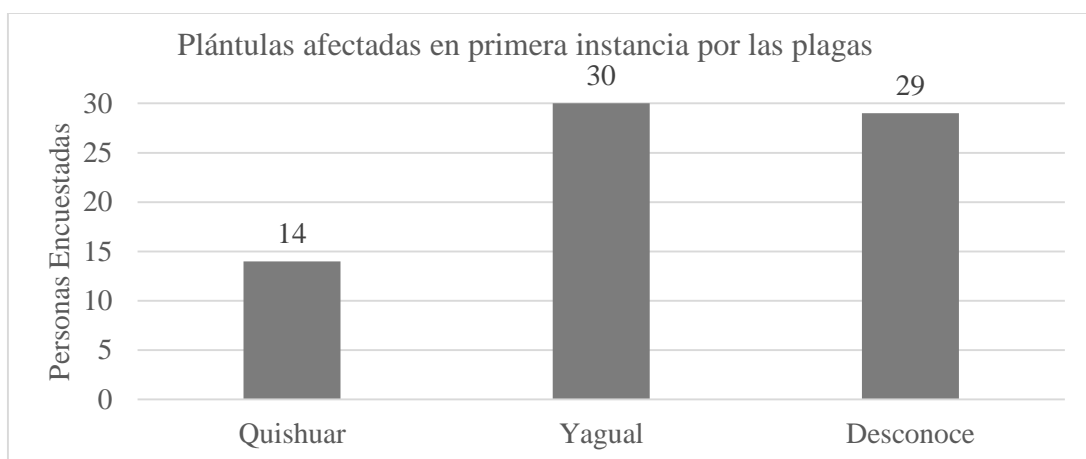
Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

La figura, indica que las plagas han sido identificadas como mosca y mariposa, información que se confirma entre 31 a 16 personas encuestadas, dato que se ha obtenido a simple vista por la morfología presente en dichas plagas por parte de los pobladores.

13. Indique qué plántula se vio afectada en primera instancia por las plagas.

La figura 36, señala que plántula se vio afectada en primera instancia por las plagas.

Figura 29. Plántulas afectadas en primera instancia por las plagas.



Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

La figura, indica que las plántulas afectadas en primera instancia por plagas han sido el yagual, esta información que se obtuvo de 30 personas encuestadas, así también nos indica que 14 personas visualizan que el Quishuar es otra de las especies afectadas, mientras que las 29 personas restantes no presentan conocimiento en cuanto a la afectación por plagas en otras especies.

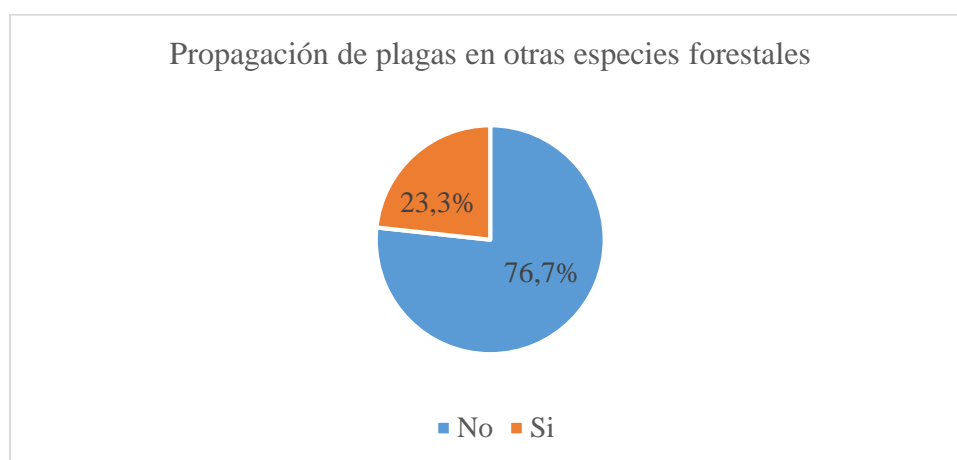
14. Ha visto en qué otras especies forestales se han propagado las plagas.

SI.....

NO.....

La figura 37, informa la propagación de las plagas en otras especies forestales.

Figura 30. Propagación de plagas en otras especies forestales.



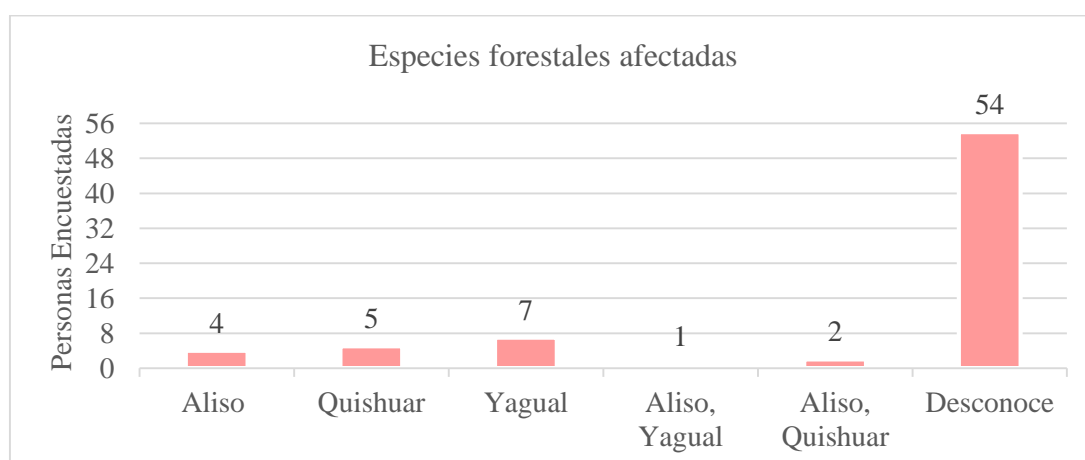
Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

La figura, presenta que el 76, 7 % (56 personas) desconocen de la propagación de las plagas en otras especies forestales, sin embargo el 23,3 % (17 personas) conocen de la propagación de plagas en otras especies forestales, así como también se ven afectados los cultivos para su alimentación.

15. Indique las especies forestales que han sido afectadas.

La figura 38, nombra las especies forestales afectadas.

Figura 31. Especies forestales afectadas.



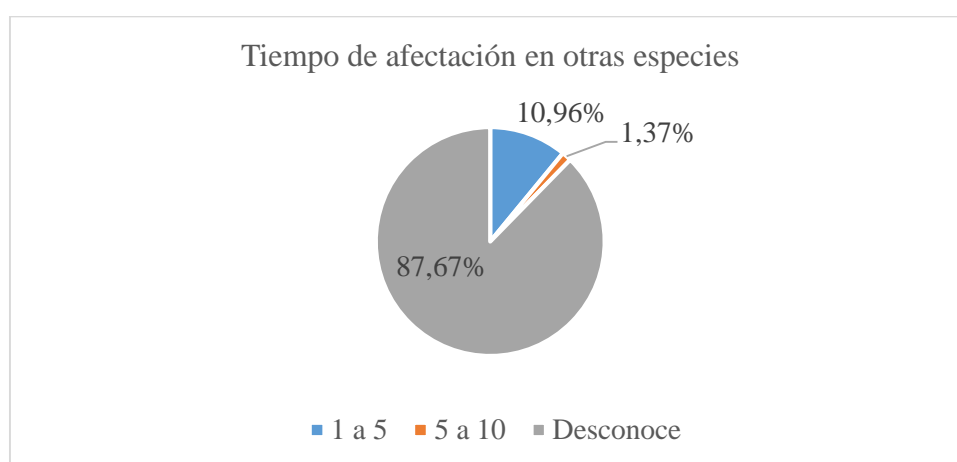
Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

En la siguiente figura, se observa que 54 de las 73 personas encuestadas desconocen totalmente que especies forestales que han sido afectadas, mientras que la población restante conoce en su totalidad que existe un alto porcentaje de afectación a especies como el Aliso, Quishuar, Yagual.

16. Qué tiempo llevan afectadas las otras especies.

La figura 39, registra el tiempo de afectación de las especies forestales.

Figura 32. Tiempo de afectación en otras especies.



Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

La figura, aclara que la población desconoce de los años en que la especie *Polylepis racemosa* y otras especies forestales ha sido afectada, teniendo como dato un 87,67 %, mientras que el 10,96 %; afirma que las especies presenta afectación entre 1 a 5 años.

17. Ha utilizado algún tipo de control para la eliminación de las plagas.

SI..... NO.....

La figura 40, muestra el uso de un mecanismo de control para eliminación de plagas.

Figura 33. Control para la eliminación de plagas.



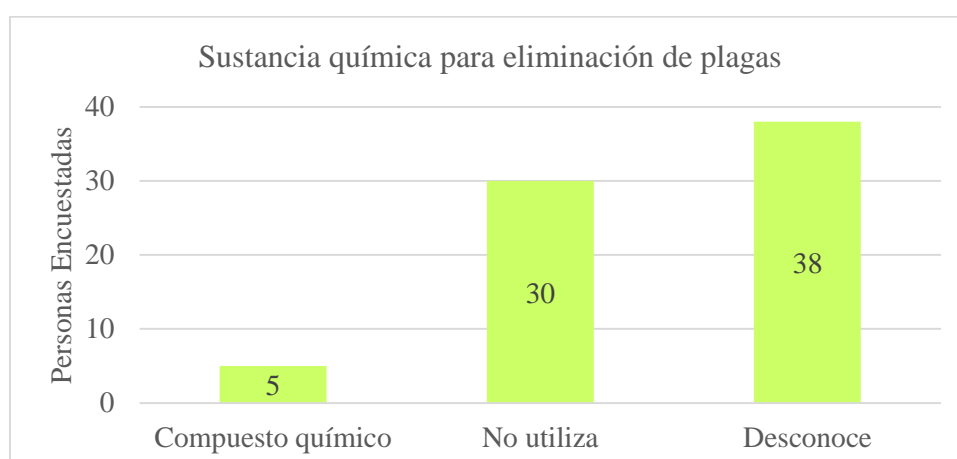
Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

La figura, demuestra que el 93,2 % de personas encuestadas no ha realizado el respectivo control para la eliminación de plagas en el yagual peruano, mientras tanto el 6,8 % ha utilizado un mecanismo de control para la eliminación de las mismas.

18. Mencione el tipo y sustancia química que ha utilizado para eliminar las plagas.

La figura 41, evidencia el tipo de sustancia utilizada para eliminar las plagas

Figura 34. Sustancia química para eliminación de plagas.



Elaborado por: García S., Moreta D., 2018.

En la figura, se visualiza que 38 personas desconocen la sustancia que se puede utilizar para la eliminación de plagas, debido a que presentan duda si morirán las plagas, al igual que otras 30 personas no utilizan sustancias químicas, ya que no han puesto énfasis en eliminar la plaga, las 5 personas restantes han utilizado sustancias químicas, para la cual la plaga ha sido resistente a la misma.

5.6. Discusión

En el presente capítulo se realiza el análisis de las especies de plagas y enfermedad del área de estudio, además de la comparación entre, los pisos altitudinales establecidos para esta investigación. Se parte de que no se encontraron investigaciones de la misma índole, existen estudios realizados de *Polylepis racemosa* a nivel de vivero, el cual no se basa directamente en el tema principal de esta investigación, aportando información similar.

Con este antecedente, se realizó una comparación entre los dos pisos altitudinales ubicados a 3 460 y 3 770 msnm respectivamente, se hallaron 4 especies de plagas y 1 enfermedad, estas son: *Agelastica alni*, *Mocis latipes*, *Sirex noctilio* y *Cardioscarta sp.* en estadio de adulto y ninfa, además de *Sirex noctilio* en estadio de pupa y adulto, a su vez la enfermedad: *Peronospora*. Se realizó un hallazgo del espécimen *Hemorobius hageni*, el cual cumple la función de controlador biológico, fue identificado en los dos pisos altitudinales.

De acuerdo a (Gualavisí, 2008), quien realizó una investigación sobre Comportamiento de *Polylepis racemosa* en vivero mediante propagación vegetativa utilizando cuatro longitudes de estacas en platabandas a nivel en tres diferentes pisos altitudinales Cayambe 2008, en el cual halló la especie de plaga *Mythimna unipuncta* (Oruga defolladora) y la enfermedad *Peronospora*. En la investigación mencionada no

existe mayor informacion acerca de la plaga *Mythimna unipuncta*, en cuanto a la enfermedad *Peronospora* el autor menciona que el origen de la enfermedad se da por un riego inadecuado, mala aireacion del vivero y abundante sombra, estos son los factores para lograr el desarrollo de la enfermedad. A su vez propone que para el tratamiento de la enfermedad se realice un control agronomico, el cual consiste en la selección y clasificacion según el desarrollo de la enfermedad en las plantulas.

El diseño experimental ANOVA arrojó valores en los que se demuestra que existe una diferencia en la incidencia de las plagas en cada piso altitudinal, siendo el valor de p igual a 0,033; menor al nivel de significancia propuesto (0,05), lo que indica que la infestacion de plagas observadas en este estudio es distinta en cada una de las parcelas, por lo que se rechazó la Hipotesis nula.

En los pisos altitudinales de 3 460 y 3 770 msnm, el analisis de correlacion lineal de Pearson presentó valores debiles de forma negativa y positiva entre las variables estudiadas en relación a la cantidad de plagas (PL001, PL002 y PL003), lo cual indica que la relación entre estas es significativamente baja; mientras que para la plaga PL004 se obtuvo una correlacion lineal debil positiva, lo que muestra que la afección causada por esta es mayor a la de las otras especies de plagas, manteniendo una significancia baja.

Para combatir con la especie *Agelastica alni*, existe 1 especie de bacteria (*Bacillus thuringiensis*). Para la especie *Mocis latipes*, existen 31 especies de parásitos y depredadores (ver tabla 7) que pueden atacarla. *Sirex noctilio*, es presa de 3 especies de parasitoides (*Ibalia leucospoides*, *Rhyssa persuasoria* y *Megarhyssa nortoni*), y una especie de nematodo (*B. siricidicola*). En cambio para la especie *Cardioscarta sp*, puede ser contrarrestada por tres especies de hongos entomopatógenos (*Beauveria*

bassiana, *Metarhizium anisopliae* y *Paecilomyces fumosoroseus*). Y finalmente para el control biológico de la enfermedad *Peronospora* se utiliza 2 especies de hongos (*Bacillus spp* y *Trichoderma spp*).

6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

6.1. Conclusiones

- Se valoró el estado físico y fitosanitario de *Polylepis racemosa* a través de una inspección ocular de las ramas, follaje y fuste, en el cual se comprobó la presencia de plagas distribuidas de manera excesiva en el follaje, por lo que los criterios para la valoración del estado de la especie forestal estudiada fueron estrictos debido a que la mayoría de los individuos estaban en mal estado (deplorable).
- En el área T.T.P. se determinaron 4 especies de plagas, las cuales fueron encontradas en los dos pisos altitudinales ubicados a 3 460 y 3 770 msnm. No obstante, las plagas fueron halladas en distintos estadios, se encontraron plagas en estadio ninfa, pupa y adulto, pupa; además también se identificó un espécimen que actúa como controlador biológico *Hemorobius hageni*, esta especie fue localizada en las dos parcelas de estudio. Con ayuda del modelo estadístico ANOVA se definió que la parcela que presenta mayor incidencia de plagas corresponde al piso localizado a 3 460 msnm, en cuanto a la relación establecida entre las variables y la cantidad de plagas se obtuvo una correlación baja. La especie *Cardioscarta sp.* presentó mayor cantidad de población en los dos pisos altitudinales.
- Se determinó que para realizar un adecuado control de las plagas: *Agelastica alni*, *Mocis latipes*, *Sirex noctilio* y *Cardioscarta sp.*; es factible ejecutar medidas culturales, el cual se conoce como control preventivo al ataque e invasión de las mismas en *Polylepis racemosa*. Hay que tomar en cuenta que

las medidas biológicas son un tipo de control curativo que permiten reducir la densidad poblacional de las plagas, estas medidas son las más eficaces, ya que no dejan residuos químicos, actúan de manera específica y evitan la alteración del medio ambiente. Se estableció que para realizar el control biológico de la especie *Agelastica alni*, existe 1 especie de bacteria que puede combatirla. Mientras que la especie *Mocis latipes*, puede ser eliminada por 31 especies de parásitos y depredadores. *Sirex noctilio*, es presa de 3 especies de parasitoides y una especie de nematodo. Por otro lado la especie *Cardioscarta sp*, puede ser contrarrestada por tres especies de hongos entopatógenos. Así mismo para el control biológico de la enfermedad *Peronospora* se utiliza 2 especies de hongos. Por cuestión de tiempo no se pudo realizar experimentos en cuanto al control de las plagas identificadas, por lo cual los controles propuestos en la presente investigación se extrajeron de otras investigaciones.

6.2 Recomendaciones

- Realizar estudios similares en diferentes lugares donde exista plantaciones de la especie *Polylepis racemosa*, con el fin de establecer comparaciones en cuanto a su estado fitosanitario, debido a que la información acerca de la problemática en la cual está inmersa la especie en estudio es escasa.
- Establecer vínculos con los pobladores de las comunidades, con el fin de dictar capacitaciones para transmitir el conocimiento desde la academia hacia la comunidad.
- A través de capacitaciones, es necesario generar conciencia en la población en cuanto al uso de productos químicos para el combate de plagas y enfermedades, ya que en altas cantidades provocan resistencia de las plagas, generando un

impacto negativo para los organismos beneficios en las plantaciones y para el medio ambiente.

- Realizar análisis sobre la especie identificada como controlador biológico *Hemorobius hageni*, con el fin de comprobar si está cumpliendo con dicha función dentro del área de estudio.

7. BIBLIOGRAFÍA

- Amat, G., Gasca, H., & Amat, E. (2005). *Guía para la cría de escarabajos*. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia. Retrieved from https://www.researchgate.net/publication/267927969_Guia_para_la_cria_de_ESCARABAJOS
- Arguedas, M., & Cots, J. (2012). La “antracnosis” (*Colletotrichum* spp.) en viveros forestales. *Revista Forestal Mesoamericana Kurú*, 9(22), 60. <https://doi.org/10.18845/rfmk.v9i22.364>
- Avila, G. (2007). *EVALUACIÓN FÍSICA Y ESPACIAL DE LOS PRINCIPALES PROBLEMAS SANITARIOS DEL ARBOLADO DEL PARQUE METROPOLITANO DE SANTIAGO-CHILE*. UNIVERSIDAD DE CHILE FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES. Retrieved from http://www.tesis.uchile.cl/tesis/uchile/2007/avila_g/sources/avila_g.pdf
- Bazán de Segura, C. (1970). Mancha Azul de Algunas Maderas Tropicales Peruanas. *Revista Forestal Del Perú*, 4(1–2). Retrieved from <http://revistas.lamolina.edu.pe/index.php/rfp/article/view/1083/1033>
- Benavides, A. (2010). *Evaluación del potencial de hongos entomopatógenos para el control de saltahojas plaga (Hemiptera: Cicadellidae), en plantaciones de Dracaena marginata (Agavaceae)*. Universidad de Costa Rica, Costa Rica. Retrieved from <http://biologia.ucr.ac.cr/TesisLic/AnaPriscillaBenavides.pdf>
- Butin, H., & Peredo, H. (1986). *Hongos parásitos en coníferas de América del Sur*. Berlin. Retrieved from http://www.biblioteca.uach.cl/biblioteca_virtual/libros/1986/634.975BUT1986.pdf

- Casal, J., & Mateu, E. (2003). TIPOS DE MUESTREO. *Rev. Epidem. Med. Prev*, 1, 3–7. Retrieved from [http://www.mat.uson.mx/~ftapia/Lecturas Adicionales \(C3mo dise1ar una encuesta\)/TiposMuestreo1.pdf](http://www.mat.uson.mx/~ftapia/Lecturas%20Adicionales%20(C%C3%B3mo%20dise%C3%B1ar%20una%20encuesta)/TiposMuestreo1.pdf)
- CESA. (1987). *Diagnostico Socioecon3mico y de Recursos Naturales. 1rea TTP (Cotopaxi)*. Quito.
- Chiclote, J., Oca1a, D., Jonjap, R., & Barahona, E. (1985). *Apuntes sobre algunas especies forestales 89 tamano modifi*. Lima. Retrieved from http://www.academia.edu/7572331/Apuntes_sobre_algunas_especies_forestales_89_tamano_modifi
- Correa de Restrepo, M., & Pe1uela, A. (2002). Aspectos de la Biolog1a de un Hongo del g3nero *Rhizoctonia* y de su interacci3n in vitro con *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*. *Acta Biol3gica Colombiana*,. Retrieved from <https://rdu-demo.unc.edu.ar/bitstream/handle/123456789/804/Art4V7N1%281%29.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Cuenca, A., & Lozano, S. (2016). *LA ENSE1ANZA DE LA INVESTIGACI3N* (Primera). Argentina: Editorial de la Universidad de La Plata. Retrieved from http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/53689/Documento_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1
- Delgado, E. (2009). *IDENTIFICACI3N DE AGENTES CAUSANTES DE ENFERMEDADES EN PLANTULAS FORESTALES, EN FONDEBOSQUE – JUAN GUERRA- SAN MART1N*. UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MART1N-TARAPOTO. Retrieved from <http://repositorio.unsm.edu.pe/bitstream/handle/UNSM/1208/ITEM%4011458-461.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

- Díaz, J., & Izquierdo, L. F. (2010). *Histología sobre el Avance de Peronospora sparsa (Berkeley), Rosa var. Charlotte y su Relación con los Síntomas de la Enfermedad*. Pontificia Universidad Javeriana. Retrieved from <https://repository.javeriana.edu.co/bitstream/handle/10554/8725/tesis667.pdf?sequence=1>
- Eskiviski, E. (2002). *La Avispa de los Pinos, Características y su Control Biológico*. Retrieved from <https://www.fabinet.up.ac.za/publication/pdfs/2384-eskiviski2005idia.pdf>
- FAO. (1996). *Estado de la Información Forestal en Colombia*. Colombia. Retrieved from <http://www.fao.org/docrep/006/AD392S/AD392s10.htm>
- FAO. (2004). *Inventario forestal nacional manual de campo*. Retrieved October 15, 2018, from <http://www.fao.org/docrep/008/ae578s/AE578S00.htm#TopOfPage>
- FAO. (2012). *Guía para la aplicación de normas fitosanitarias en el sector forestal*. Retrieved from <http://www.fao.org/docrep/015/i2080s/i2080s.pdf>
- FENEC S.A. (2013). *BACILLUS THURINGENSIS*. Durán. Retrieved from http://www.fenecsa.com.ec/wp-content/uploads/pdf/bacillus_thuringiensis.pdf
- Freytag, P., & Sharkey, M. (2002). *Platygastridae from the Neotropical Region-235 Arias-Penna T. Biota Colombiana (Vol. 3)*. Retrieved from <http://repository.humboldt.org.co/bitstream/handle/20.500.11761/32735/117-117-1-PB.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Goldarazena, A. (1758). *Alerta Forestal*. Retrieved from http://www.neiker.net/neiker/ALERTAS/Nota_informativa_sobre_el_ataque_de_Agelastica_alni.pdf

- Gómez, M. (2007). “*EVALUACIÓN DE ALTERNATIVAS SILVOPASTORILES UTILIZANDO: YAGUAL (Polylepis racemosa), QUISHUAR (Buddleja incana) y COLLE (Buddleja coriacea); EN LA MICROCUENCA DEL RIO CHIMBORAZO.*” ESCUELA POLITÉCNICA DEL EJÉRCITO. Retrieved from [https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/2498/1/T-ESPE-IASA II-002012.pdf](https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/2498/1/T-ESPE-IASA-II-002012.pdf)
- González, A., Cave, R., Pitty, A., & Río, L. (2012). Control biológico de *Empoasca kraemeri* (Homoptera: Cicadellidae) en dos sistemas de labranza. *CEIBA*, 35(1), 83. Retrieved from <https://revistas.zamorano.edu/index.php/CEIBA/article/view/425/416>
- González, M. (1995). *SUSCEPTIBILIDAD DE Mocis lapites (Guenée) (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE), AL NEMATODO ENTOMOPATOGENO Heterorhabditis bacteriophora Poinar (RHABDITIDA: HETERORHABDITIDAE).* UNIVERSIDAD DE COLIMA. Retrieved from http://digeset.ucol.mx/tesis_posgrado/Pdf/Martin Gonzalez Ramirez.pdf
- Gualavisí, L. (2008). *COMPORTAMIENTO DE Polylepis racemosa EN VIVERO MEDIANTE PROPAGACIÓN VEGETATIVA UTILIZANDO CUATRO LONGITUDES DE ESTACAS EN PLATABANDAS A NIVEL EN TRES DIFERENTES PISOS ALTITUDINALES CAYAMBE 2008.* Retrieved from <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/6750/1/UPS-YT00024.pdf>
- Hidalgo, M., Rodríguez, R., Ricardo, N., & Ferrás, H. (1999). *Revista de biología tropical. Revista de Biología Tropical* (Vol. 47). Universidad de Costa Rica. Retrieved from http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-

INEC. (2010). *Estadística Poblacional en el Ecuador*. Retrieved from <http://www.ecuadorencifras.gob.ec/estadisticas/>

Ipinza, R., & Molina, M. P. (1990). *CONTROL INTEGRADO DE Sirex noctilio*. Retrieved from <http://biblioteca.infor.cl/DataFiles/18505.pdf>

Jumbo, C. (2018). *Introducción de Polylepis racemosa*. Quito.

Jumbo, C., Arévalo, C., & Ramirez, L. (2018). MEDICIÓN DE CARBONO DEL ESTRATO ARBÓREO DEL BOSQUE NATURAL TINAJILLAS-LIMÓN INDANZA, ECUADOR. *LA GRANJA*. <https://doi.org/10.17163/lgr.n27.2018.04>

Kessler, M. (2006). Bosques de Polylepis. Retrieved from [http://beisa.dk/Publications/BEISA Book pdfer/Capitulo 07.pdf](http://beisa.dk/Publications/BEISA%20Book%20pdf/Capitulo%2007.pdf)

Landis, T. (1989). *Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor*. Washington. Retrieved from http://aulavirtual.agro.unlp.edu.ar/pluginfile.php/15375/mod_resource/content/0/Enfermedades_2013/Lectura_obligatoria_yo_complementaria/Vol_5_cap_1.pdf

Lanfranco, D., & Aguilar, A. (1990). Opciones de control para *Sirex noctilio*: una revisión * (Hymenoptera-Siricidae). *BOSQUE*, 11(2), 9–16. Retrieved from https://www.fabinet.up.ac.za/publication/pdfs/2510-lanfranco__aguilar_1990.pdf

Lao, R., Zevallos, P., & De la Cruz, H. (1990). *INFORMACION PRELIMINAR DE LA ECOLOGIA, DENDROLOGIA Y DISTRIBUCION GEOGRAFICA DE LAS ESPECIES DEL GENERO POLYLEPIS EN EL PERU*. Perú. Retrieved from

<http://revistas.pucp.edu.pe/index.php/espacioydesarrollo/article/viewFile/7882/8>

161

León, J., & Huaca, E. (2011). *Efecto de dos dosis de Bacillus spp. y Tichoderma spp. para el control del Mildiu vellosa (Peronospora destructor) en el cultivo de Cebolla de Bulbo en la Zona Cuesca, Cantón Bolívar, Provincia del Carchi.* Carchi. Retrieved from <http://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/119>

Magallón, C. (2008). *Sanidad Forestal* (Quintero Francisco). México. Retrieved from <http://www.conafor.gob.mx/biblioteca/sanidad-forestal.pdf>

Márquez, J. (2005). *Técnicas de colecta y preservación de insectos. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa, n°* (Vol. 37). Retrieved from http://sea-entomologia.org/Publicaciones/PDF/BOLN_37/385_408_Tecnicas.pdf

Martínez, B., & Rodríguez, S. (2010). *Evaluar la Aplicación de Cuatro Fuentes de Materia Orgánica en el Cultivo de Amaranto (Amaranthus spp) en dos Localidades de la Provincia de Cotopaxi.* Universidad Técnica de Cotopaxi. Retrieved from <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/834/1/T-UTC-0605.pdf?fbclid=IwAR3hLwChnD7-yhqShbsfYVZZwM6qbkVJIdgQzLPtZwHjMeHA15z6DfeGXQ4>

Martínez, E., Barrios, G., Robesti, L., & Santos, R. (2006). *Manejo Integrado de Plagas. Manual Práctico.* Cuba.

Martínez, E., Barrios, G., & Santos, R. (2006). Gusano medidor - EcuRed. Retrieved September 21, 2018, from https://www.ecured.cu/Gusano_medidor

Mendoza, W., & Cano, A. (2011). Diversidad del género *Polylepis* (Rosaceae, Sanguisorbeae) en los Andes peruanos. *Revista Peruana de Biología*, 18(2).

<https://doi.org/10.15381/rpb.v18i2.228>

Mindreau, M., & Zúñiga, C. (2010). *Manual de Foresteria Comunitaria de Alta Montaña*. Retrieved from http://cymestudio.com/portafolio/IDM-manual-foresteria_PLIEGOS.pdf

Ministerio de Agricultura y Pesca, A. y M. A. (2017). *Guía de Gestión Integrada de Plagas*. Madrid.

Montagnini, F. (1992). *Agroforestales, Sistemas* (Segunda). Costa Rica. Retrieved from <https://archive.tropicalstudies.org/images/downloads/information-resources/library/sistemasagroforestales.pdf>

Morales, Y. (2017). Entomología Manejo Integrado de Plagas MIP. Retrieved October 17, 2018, from <https://es.scribd.com/document/352372510/ENTOMOLOGIA-MIP>

Murray R. Spiegel, L. J. S. (2009). *Estadística* (4ta Edición). México. Retrieved from [file:///C:/Users/HP/Downloads/Estadística. Serie Schaum- 4ta edición - Murray R. Spiegel.pdf \(1\).pdf](file:///C:/Users/HP/Downloads/Estadística.SerieSchaum-4taedición-MurrayR.Spiegel.pdf(1).pdf)

Nadal, M., & Moret, A. (1984). CONTRIBUCIÓN AL CONOCIMIENTO DE LAS ESPECIES DEL GENERO PHYLLOSTICTA DE CATALUNYA. Retrieved from https://www.um.es/analesdebiologia/numeros/01/PDF/1984A_095-98.pdf

Ribadeneira, M. B. (2015). *Aportes para la Conservación de los Recursos Naturales*. PONTIFICIA UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL ECUADOR. Retrieved from [http://repositorio.puce.edu.ec/bitstream/handle/22000/8682/Ribadeneira Cervantes MB 2015.pdf;sequence=1](http://repositorio.puce.edu.ec/bitstream/handle/22000/8682/RibadeneiraCervantesMB2015.pdf;sequence=1)

Romero, F. (2004). *MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS* (Primera). México.

Retrieved from
http://www.ucv.ve/fileadmin/user_upload/facultad_agronomia/Zoologia_Agricola/Manejo_Integrado/Material_Interes/Libro_MIP_Bases_y_conceptos__Romer_o.pdf

Rosero, J. (2014). *UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA*. Ambato. Retrieved from
[http://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/6993/1/Tesis-72 Ingeniería Agronómica -CD 223.pdf](http://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/6993/1/Tesis-72_Ingeniería_Agronómica_-CD_223.pdf)

Rumbos, R., Ramos, G., & Gómez, A. (2008). *Aspectos fitosanitarios INIA Divulga 6 septiembre-diciembre 2005 / 27*. Venezuela. Retrieved from
http://sian.inia.gob.ve/inia_divulga/divulga_06/rid6_rumbos_27-32.pdf

Salvatierra, R. (2011). *Biología, comportamiento y crianza del predator Hemerobius*. Universidad Nacional del Centro de Perú. Retrieved from
[http://repositorio.uncp.edu.pe/bitstream/handle/UNCP/2075/Salvatierra de la Cruz.pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://repositorio.uncp.edu.pe/bitstream/handle/UNCP/2075/Salvatierra_de_la_Cruz.pdf?sequence=1&isAllowed=y)

Segnini, S., & Aquiles, M. (1986). Biología y Ecología Poblacional de *Empoasca kraemeri* ROSS y MOORE (Homoptera: Cicadellidae) en caraota (*Phaseolus vulgaris* L.) II.- Ciclo de vida, longevidad, fecundidad y sobrevivencia de *Empoasca kraemeri* bajo condiciones de laboratorio. Retrieved from
https://www.researchgate.net/publication/262839910_Biologia_y_Ecologia_Poblacional_de_Empoasca_kraemeri_ROSS_y_MOORE_Homoptera_Cicadellidae_en_caraota_Phaseolus_vulgaris_L_II-_Ciclo_de_vida_longevidad_fecundidad_y_sobrevivencia_de_Empoasca_krae

meri_ba

- Sermeño, J. (2014). *Guía ilustrada de artrópodos asociados al árbol de ojushte (Brosimum alicastrum Swartz)*. El Salvador. Retrieved from [http://ri.ues.edu.sv/6981/1/Guia Ojushte.pdf](http://ri.ues.edu.sv/6981/1/Guia%20Ojushte.pdf)
- Smith, I., Dunez, J., Phillips, D., Lelliott, K., & Archer, S. (1992a). *Manual de Enfermedades de las Plantas*. (F. García, Ed.) (Mundiprens). Madrid. Retrieved from <http://148.206.53.84/tesiunami/Libros/L56.pdf>
- Smith, I., Dunez, J., Phillips, D., Lelliott, K., & Archer, S. (1992b). *Manual de Enfermedades de las Plantas*. (F. García, Ed.) (Mundiprens). Madrid.
- Soldevilla, C. (1995). Marras de origen fúngico (Damping-off) en plantas del género *Pinus* sp. cultivadas en invernadero, 87. Retrieved from <https://www.miteco.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/plagas/bsvp-21-01-087-109.pdf>
- Sosa de Castro, N., Cabrera de Alvarez, M., & Alvarez, R. (2000). *Phomopsis nuevo patógeno de Santa Rita, (Boungainvillea glabra), en Corrientes, Argentina*. Argentina. Retrieved from http://www.unne.edu.ar/unnevieja/Web/cyt/cyt/2000/5_agrarias/a_pdf/a_036.pdf
- Soto, L. (2013). *PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE ESQUEJES DE QUEÑUAL (poly/epis sp) BAJO DIFERENTES DOSIS DEL ENRAIZADOR ROOT-HOR EN EL DISTRITO DE CARAMPOMA • HUAROCHIRI- LIMA*. UNIVERSIDAD NACIONAL DE HUANCABELICA. Retrieved from [http://repositorio.unh.edu.pe/bitstream/handle/UNH/132/TP - UNH AGRON.0014.pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://repositorio.unh.edu.pe/bitstream/handle/UNH/132/TP%20-%20UNH%20AGRON.0014.pdf?sequence=1&isAllowed=y)

- Universidad Autónoma de Juárez. (2015). *Especies exóticas e invasoras*. Juárez. Retrieved from <http://www.uacj.mx/ICB/UEB/Documents/Hojas tecnicas/Especies exoticas e invasoras sin logo.pdf>
- Urbina, M. (2005). *Entomología Especial*. UNIVERSIDAD CATOLICA AGROPECUARIA DEL TROPICO SECO. Retrieved from <https://martinurbina.files.wordpress.com/2011/08/u-iii-plagas-de-granos-basicosespecial.pdf>
- Villacide, J., Corley, J., & Fischbein, D. (2012). Introducción a la teoría del control biológico de plagas. Retrieved from https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-control_biologico_de_plagas.pdf
- Virla, E., Logarzo, G., Jones, W., & Triapitsyn, S. (2009). BIOLOGY OF GONATOCERUS TUBERCULIFEMUR (HYMENOPTERA: MYMARIDAE), AN EGG PARASITOID OF THE SHARPSHOOTER, TAPAJOSA RUBROMARGINATA (HEMIPTERA: CICADELLIDAE). [https://doi.org/10.1653/0015-4040\(2005\)088\[0067:BOGTHM\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1653/0015-4040(2005)088[0067:BOGTHM]2.0.CO;2)
- Yugsi, C. (2016). *Manejo de Peronospora sparsa en Rosa (Rosa sp.) VAR. SWEETNESS mediante la aplicación de dos Fungicidas y una fuente de Fosfitos*. Retrieved from <http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/8050/1/T-UCE-0004-28.pdf>

8. ANEXOS

Anexo A. Recopilación fotográfica



Ilustración 14. Estado fitosanitario de *Polylepis racemosa* en malas condiciones.

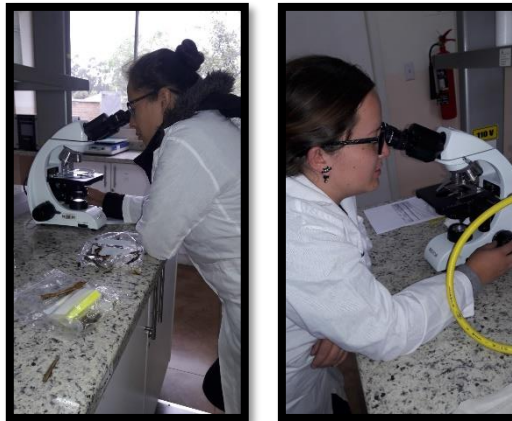


Ilustración 15. Identificación de plagas, Laboratorio UPS.

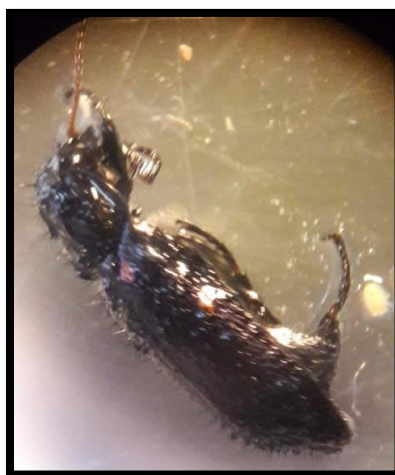


Ilustración 16. Identificación de *Agelastica alni* (PL001) en Laboratorio UPS.



Ilustración 17. Identificación de *Mocis latipes* (PL002) en Laboratorio UPS.



Ilustración 18. Identificación de *Sirex noctilio* (PL003), estadio de pupa en Laboratorio UPS.



Ilustración 19. Identificación de *Sirex noctilio* (PL003), estadio adulto en Laboratorio UPS.



Ilustración 20. Identificación de *Cardiascarta* sp. (PL003), estadio adulto en Laboratorio PUCE.



Ilustración 21. Identificación de *Cardiascarta* sp. (PL003), estadio ninfa en Laboratorio PUCE.



Ilustración 22. Identificación de *Hemorobius hageni* (CB001).



Ilustración 23. Encuesta a la comunidad de la zona T.T.P.



Ilustración 24. Muestras de los órganos de *Polylepis racemosa*.




Ilustración 25. Muestras de cada una de las parcelas del área de estudio.

Anexo B. Formato de ficha de campo utilizada en el muestreo

FICHA DE CAMPO							
N° Ficha		Responsables		Institucion			
Nombre Proyecto		Parroquia		Comunidad			
Provincia		Superficie del lote		Edad de plantación			
Nombre de lote		Altura (msnm)		Tamaño de parcela (m2)			
Parcela N°		CARACTERISTICAS DEL CULTIVO/ PRODUCTO					
PE		CC					
		ED					
N científico especie		N común especie					
Fecha inicio		Fecha fin					
TOMA DE DATOS DE LAS PARCELAS EVALUADAS							
Individuo N°		Descripción de daño		Individuo N°		Descripción de daño	
Coordenadas UTM				Coordenadas UTM			
DAP				DAP			
Copa árbol				Copa árbol			
Altura árbol				Altura árbol			
FD				FD			
OA				OA			
DP				DP			
Individuo N°		Descripción de daño		Individuo N°			
Coordenadas UTM				Coordenadas UTM			
DAP				DAP			
Copa árbol				Copa árbol			
Altura árbol				Altura árbol			
FD				FD			
OA				OA			
DP				DP			
PE: prospección en		CC: condición culti	ED: estado desarrollo culti	FD: fase de desarrollo plaga	IA: organ. Afectado en el árb		DP: distribución de plagas
1. Cultivo	1. Campo abierto	1. Macollamiento	Maleza	1. Fruto/grano/semilla/vaina	1. Plaga aislada		
2. Via	2. Invernadero	2. Desarrollo vegetativo	1. Planta	2. Flor	2. Plaga en planta aislada		
3. Producto	3. Almacenamiento	3. Floración	2. Desarrollo vegetativo	3. Hoja	3. Focos aislados		
4. Urbana	4. Rastrojo de cam	4. Fructificación	Artrópodos/Acaros/Gastropo	4. Brote	4. Distribución generalizada		
5. C. de propagación vegeta	5. Cosecha	5. Pre-cosecha	3. Huevo	5. Rama/ ramilla	5. Plaga solo en bordes		
6. C. de producción semillas		6. Cosecha	4. Larva/ninfa	6. Tallo/tronco	6. Otros		
		7. Post cosecha	5. Pupa	7. Bulbo/ tuberculo/ rizoma			
			6. Imago/ adulto	8. Raiz			
				9. Foliolos			
				10. Todo el árbol			

Anexo C. Formato de encuesta realizada a la comunidad

Formato de encuesta para la recopilación de información de plagas y enfermedades que afectan a la especie *Polylepis racemosa* en la zona TTP.

	Encuesta para la recopilación de información de plagas y enfermedades que afectan a la especie <i>Polylepis racemosa</i> en la zona TTP.		Agosto del 2018 Página 1 de 2
Nombre y Apellido:	Lugar y fecha:	Ocupación:	Educación
Género: M... F...	Edad... años	Desde cuándo conoce el yagual peruano.	Encuesta N°:

Objetivo:

Obtener información sobre los conocimientos de la población acerca de la especie *Polylepis racemosa* y las plagas que la afectan.

Preguntas

1. Hace cuantos años piensa usted que se introdujo el yagual peruano (*Polylepis racemosa*) en el norte de Cotopaxi.

.....

2. De dónde sabe usted que trajeron al yagual peruano (*Polylepis racemosa*).

.....

3. Usted posee viveros con el yagual peruano

SI... NO...

Si la respuesta es SI continúe la siguiente pregunta, en caso de ser No, pase a la pregunta número 6.

4. Quienes han sido los clientes en la adquisición de plántulas de la producción en sus viveros.

.....

5. En qué cantidad se compra la especie yagual peruano por año.

.....

6. En qué lugares se plantó el yagual peruano

.....

7. En qué forma fue plantado el Yagual (*Polylepis racemosa*), elija la respuesta.

- Bosques
- Plantación dispersa
- Sistema agroforestal
- Otra (indique)

8. Cuantos tipos de plagas ha identificado.

9. Desde cuando se detectaron las plagas.

10. Mencione en que parte de planta ha observado las plagas.

- Hojas
- Tallo
- Raíces
- Otros. (indicar)

11. En qué lugar se observó primero las plantas.

- Viveros
- Campo

12. Con que nombre usted ha identificado las plagas.

13. Indique que plántula se vio afectada en primera instancia por las plagas.

14. Ha visto en qué otras especies forestales se han propagado las plagas.

SI..... NO.....

15. Indique las especies forestales que han sido afectadas.

16. Que tiempo llevan afectadas las otras especies.

17. Ha utilizado algún tipo de control para la eliminación de las plagas.

SI..... NO.....

18. Mencione el tipo y sustancia química que ha utilizado para eliminar las plagas.
